LES INSECTES ET ARACHNIDES DU CANADA

PARTIE 1

Récolte, préparation et conservation des Insectes, des Acariens et des Araignées

J.E.H. Martin

Institut de recherche biosystématique
Ottawa (Ont.)

Direction générale de la recherche
Agriculture Canada

Publication 1643 1983

©Ministre des Approvisionnements et Services Canada 1983

En vente au Canada par l'entremise de nos

agents libraires agréés
et autres librairies

ou par la poste au:

Centre d'édition du gouvernement du Canada
Approvisionnements et Services Canada
Ottawa, Canada K1A 0S9

N° de catalogue A 42-42-1977-1F
ISBN 0-660-91087-X

Canada: $3.50
à l'étranger: $4.20

Prix sujet à changement sans avis préalable

Données de catalogage avant publication (Canada)

Récolte, préparation et conservation des insectes, des acariens et des araignées

(Les Insectes et arachnides du Canada ; ptie 1)
(Publication ; 1643)

Traduction de: Collecting, preparing, and preserving insects, mites, and spiders.
Publié par: Direction générale de la recherche.
Comprend un index.
Bibliographie: p.

1. Insectes — Collections et conservation. 2. Acariens — Collections et conservation. 3. Araignées — Collections et conservation. 4. Arachnides — Collections et conservation. I. Martin, J. E. H. II. Canada. Agriculture Canada. Direction générale de la recherche. III. Collection. IV. Collection: Publication (Canada. Agriculture Canada). Français ; 1643.

QL465.R414 579 C83-097206-4

LES INSECTES ET ARACHNIDES DU CANADA/
The Insects and Arachnids of Canada

Partie 1. *Collecting, Preparing and Preserving Insects, Mites and Spiders*, Partie 1. *Récolte, préparation et conservation des Insectes, des Acariens et des Araignées*, compilé par J.E.H. Martin, Institut de recherche biosystématique, Ottawa, 1977, 1982.

Partie 2. *The Bark Beetles of Canada and Alaska (Coleoptera: Scolytidæ)*, par Donald E. Bright Jr., Institut de recherche biosystématique, Ottawa, 1976.

Partie 3. *The Aradidæ of Canada (Hemiptera: Aradidæ)*, par Ryuichi Matsuda, Institut de recherche biosystématique, Ottawa, 1977.

Partie 4. *The Anthocoridæ of Canada and Alaska (Heteroptera: Anthocoridæ)*, par Leonard A. Kelton, Institut de recherche biosystématique, Ottawa, 1978.

Partie 5. *The Crab Spiders of Canada and Alaska (Araneæ: Philodromidæ and Thomisdæ)*, par Charles D. Dondale et James H. Redner, Institut de recherche biosystématique, Ottawa, 1978.

Partie 6. *The Mosquitoes of Canada (Diptera: Culicidæ)*, par D.M. Wood, P.T. Dang et R.A. Ellis, Institut de recherche biosystématique, Ottawa, 1979.

Partie 7. *Genera des Trichoptères du Canada et des États adjacents*, par F. Schmid, Institut de recherche biosystématique, Ottawa, 1980.

Partie 8. *The Plant Bugs of the Prairie Provinces of Canada (Heteroptera: Miridæ)*, par Leonard A. Kelton, Institut de recherche biosystématique, Ottawa, 1980.

Partie 9. *The Sac Spiders of Canada and Alaska (Araneæ: Clubionidæ and Anyphænidæ)*, par Charles D. Dondale et James H. Redner, Institut de recherche biosystématique, Ottawa, 1982.

Table des matières

Avant-propos 9
Introduction 11
Instruments et méthodes de récolte 11
- Filets polyvalents 12
- Filets à insectes volants 14
- Lumières et pièges lumineux 16
- Appâts et pièges-appâts 21
- Autres pièges à insectes volants 23
  - Pièges Malaise 24
  - Pièges-fenêtres 28
  - Pièges-tentes à fenêtre 29
  - Pièges à attraction visuelle 31
  - Pièges-fosses 31
  - Appâts 33
- Fauchage 34
- Battage 35
- Cages à émergence et pièges séparateurs 42
- Chasse à vue 44
  - Écorçage 45
  - Terriers de mammifères 45
- Aspirateur 46
- Capture des mineuses 49
- Récolte des arthropodes dans les détritus 50
  - Appareil de Berlese 50
  - Tamis et photoéclecteur 58
- Récolte et extraction des arthropodes perceurs et fouisseurs 60
- Récolte des insectes et des acariens aquatiques 62
  - Pièges aquatiques 68
  - Pièges de milieux lentiques 68
  - Pièges à émergence de surface 69
  - Pièges-remorques 70
  - Sondes benthoniques 71
  - Milieux lotiques 72
- Récolte des ectoparasites chez les vertébrés 72
- Récolte des acariens portés par les invertébrés 75
- Élevage 76
- Poisons et flacons de chasse 80

Matériel et méthodes de conservation et de montage 87
- Ramollissement 87
- Nettoyage 90
- Rangement temporaire en papillotes 91
- Rangement temporaire au froid 93
- Rangement temporaire en couches 93
- Épinglage 94
- Montage sur deux épingles 100
- Étalage 100
- Colles et montage sur triangles de carton 104
- Conservation dans des liquides 109
- Conservation à sec des insectes non sclérifiés 112

Préparations microscopiques 114
Insectes 114
Acariens 119
Étiquettes 122
Rangement et soin des collections 126
Rangement et soin des insectes épinglés 126
Rangement de collection conservée dans un milieu liquide 129
Rangement des lames microscopiques 130
Emballage des insectes et des arachnides pour l'expédition 132
Étude de la collection 136
Application des méthodes 138
Thysanoures 138
Diploures 139
Collemboles et Protoures 139
Orthoptères et Dermaptères 140
Plécoptères 142
Isoptères 143
Psocoptères 143
Mallophages 143
Anoploures 144
Éphéméroptères 145
Odonates 147
Thysanoptères 148
Hémiptères (Homoptères et Hétéroptères compris) 150
Conservation et montage des Hémiptères 150
Conservation et montage des pucerons, des cochenilles et des aleurodes 151
Mégaloptères 153
Neuroptères 154
Mécoptères 154
Trichoptères 155
Lépidoptères 156
Coléoptères 161
Strepsiptères 165
Hyménoptères 165
Mouches à scie ou Tenthrèdes 166
Ichneumonoïdes 167
Microhyménoptères 169
Apoïdes, Sphécoïdes, Vespoïdes, Scolioïdes 172
Fourmis 173
Diptères 173
Récolte des adultes 173
Lieux de rassemblement 174
Lumière artificielle 175
Lumière solaire 175
Pièges 175
Produits chimiques 176
Pièges non appâtés 176
Pièges-fosses 177
Conservation et montage 177
Épinglage 177
Lyophilisation 178
Montage sur deux épingles 178

Épinglage des insectes conservés dans l'alcool 179
Conservation des genitalia 179
Préparations microscopiques 179
Récolte et élevage des larves et des pupes 180
Larves aquatiques 180
Mineuses 181
Larves des galles 181
Larves terricoles 181
Larves vivant dans la végétation pourrissante 181
Larves nécrophages et saprophages 182
Parasites 182
Prédateurs de pucerons 182
Exuvies de larves et de pupes 183
Siphonaptères 184
Acariens 185
Ixodes (tiques) 191
Araignées 192
Formules 194
Bibliographie 198
Index 201

Avant-propos

Cet ouvrage est la traduction d'une nouvelle édition de la publication No. 932 d'Agriculture Canada, intitulée *Collecting, Preparing and Preserving Insects*, compilée par M. Bryan P. Beirne et publiée en 1955. L'édition anglaise a été préparée par des membres du personnel de zoologie de l'Institut de recherche biosystématique, à l'exception de la partie concernant les Orthoptères, que l'on doit à V.R. Vickery, Ph.D., du collège Macdonald, affilié à l'université McGill, à Montréal (Québec).

Ce guide de récolte et de conservation vise deux objectifs: familiariser les entomologistes amateurs et les débutants avec les méthodes de base de chasse des insectes et des arthropodes, et la préparation d'une collection et diriger l'entomologiste amateur aussi bien que professionnel dans la préparation du matériel soumis au Service d'identification de l'Institut de recherche biosystématique. Les demandes d'identification des insectes doivent être adressées au:

Chef de service
Service d'identification national
Institut de recherche biosystématique
Agriculture Canada
Ottawa (Ont.) K1A 0C6

Cette publication constitue la première partie de la série de publications sur la faune canadienne, intitulée *Les Insectes et Arachnides du Canada*. Cette série traite des différents groupes d'arthropodes du Canada.

La parution de cet ouvrage a été rendue possible grâce à la collaboration de plusieurs personnes. Nous leur exprimons ici toute notre gratitude. John E.H. Martin s'est chargé de la compilation des différentes parties de ce livre, ainsi que de l'élaboration de plusieurs chapitres. E.E. Lindquist, Ph.D., et G.E. Shewell, Ph.D., ont largement contribué à la rédaction du texte. Susan Rigby et Bernard Baker ont mis au point les illustrations. G.P. Holland, Ph.D., E.C. Becker, Ph.D., et W.R. Richards, Ph.D., ont examiné le manuscrit au cours des premières étapes de son élaboration, et le comité de rédaction de la série des publications sur la faune canadienne, composé de D.E. Bright, Ph.D., C.D. Dondale, Ph.D., et D.R. Oliver, Ph.D., a revisé le texte définitif. S. Allyson et L. LeSage de l'Institut de recherche biosystématique ont fait la révision technique et scientifique. Enfin, Normand Rousseau, du Service aux programmes de recherche, a apporté une contribution importante par la mise au point du manuscrit francais.

D.F. Hardwick
Directeur
Institut de recherche biosystématique

Introduction

En entomologie, on se sert de tout un arsenal d'instruments et de méthodes de chasse pour récolter avec aisance et efficacité Insectes, Acariens et Araignées et aussi pour les préparer et les préserver afin de conserver leur aspect naturel et leur forme intacte. Les méthodes et les instruments décrits dans cet ouvrage ont donné de bons résultats. Toutefois, comme aucune méthode ou instrument ne remplit parfaitement la fonction pour laquelle il a été conçu, il y a possibilité d'amélioration ou de modification en fonction de nouvelles conditions. De plus, les spécialistes s'efforcent continuellement de mettre au point de nouvelles méthodes et de nouveaux instruments. Afin d'aider ceux qui voudraient améliorer les techniques existantes ou en élaborer de nouvelles, nous décrivons ci-après les principes, les avantages et les inconvénients des méthodes et des instruments les plus courants.

Instruments et méthodes de récolte

Diverses méthodes de récolte peuvent être utilisées pour capturer les insectes, selon les habitats où ils vivent. On peut compter au moins dix lieux différents où habitent les insectes: dans l'air, dans l'eau douce ou saumâtre, sur le feuillage ou sur le tronc des arbres et des arbustes, sur les plantes basses, sur le sol ou près des racines de ces plantes, à l'intérieur des plantes ou des produits végétaux, dans les semences et les fruits, parmi les détritus, dans les nids ou abris des animaux, dans les maisons, dans le sol, et sur d'autres insectes ou animaux, ou à l'intérieur de ces insectes ou animaux. Parce que certaines méthodes de récolte, certaines situations ou certains environnements à des périodes données rapportent des insectes en grand nombre, on les préfère aux méthodes, situations ou périodes qui sont quantitativement moins productifs mais qui par contre peuvent fournir des espèces rares. Ces dernières méthodes doivent être considérées afin de compléter l'inventaire d'une localité, d'un habitat, d'une plante, ou une collection d'un groupe particulier d'insectes.

Récolter des insectes peut simplement vouloir dire ramasser les insectes avec les doigts après avoir observé leur comportement et découvert leur habitat. Cependant, pour obtenir rapidement de nombreux spécimens, il faut souvent faire un grand nombre d'observations sur le terrain et se munir d'instruments de récolte spéciaux. Certains instruments servent à extraire les insectes, manuellement ou mécaniquement, de leur habitat; d'autres sont faits pour attirer les insectes en grand nombre ou les prendre au piège en tirant avantage de leurs déplacements habituels ou de leurs réactions à la lumière, à la gravité, à la chaleur, à l'humidité et aux odeurs.

Filets polyvalents

Les filets sont utiles pour capturer les insectes ailés et aquatiques, et pour faucher les insectes de la végétation. Si on a l'intention de chasser les insectes en utilisant toujours la même méthode, il vaut mieux alors se procurer un filet spécialement conçu à cette fin. Des descriptions de ces filets spéciaux sont présentées aux chapitres intitulés «Filets à insectes volants», p. 14, «Récolte des insectes et des acariens aquatiques», p. 62, et «Fauchage», p. 34. Chaque type de filet se différencie des autres par des modifications apportées à certaines de ses principales parties ou à toutes ses parties: le cercle, la poche et le manche. On peut se servir d'un filet polyvalent pour divers genres de chasse en changeant simplement de poche.

On utilise un filet à cercle amovible pour changer facilement une poche usée, mouillée, déchirée ou sale, ou encore lorsqu'il convient de la remplacer par une poche d'un autre tissu. Un filet muni d'un cercle à brisures (fig. 1) est facile à transporter, car on peut le loger dans un sac ou dans une poche.

Le cercle d'un filet ordinaire (fig. 2) mesure 38 cm de diamètre et est fabriqué en fil de fer ou d'acier d'une épaisseur approximative de 3 mm. Les deux prolongements du cercle servent à le fixer au manche, sont droits et parallèles et s'engagent dans les rainures du manche; de plus, les extrémités des prolongements sont coudées et s'insèrent dans deux trous pratiqués dans le manche. On peut faire tenir ensemble les prolongements du cercle et le manche en les fixant solidement avec du ruban isolant ou adhésif ou en utilisant un manchon métallique coulissant qui facilite le démontage du filet.

Le meilleur filet polyvalent est probablement une épuisette (fig. 3) de pêcheurs bien qu'on puisse la trouver un peu lourde à transporter. Le cercle pliant est fait de rubans d'acier à ressorts; son diamètre varie de 33 à 38 cm. Une douille montée au bout du manche permet d'assembler le manche au cercle qui est muni d'un boulon. Pour changer la poche ou pour démonter le filet, il n'y a qu'à dévisser le boulon. Un grand nombre d'épuisettes sont équipées de cercles peu solides, ce qui les rend impropres à servir de filets à insectes, mais celles dont les cercles sont faits d'acier plus résistant peuvent se révéler très efficaces si on consolide les joints avec de la soudure ou des rivets supplémentaires.

Le manche du filet doit être solide et léger. Un manche en bambou ou un manche en bois dur de 19 mm de diamètre convient très bien. Un manche en bois ouvré ou un manche fait à partir d'un bâton de ski en aluminium peut servir à plusieurs usages, mais il peut sembler trop lourd. En général, un manche d'une longueur de 0,6 à 0,9 m convient très bien.

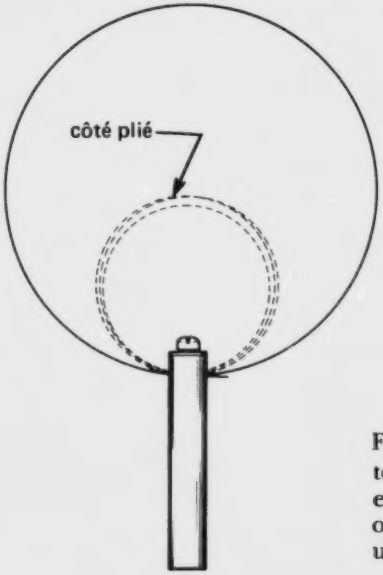

Fig. 1. Filet à insectes pliable en tournant la partie supérieure du cercle et le manche dans des directions opposées, et qui loge facilement dans une poche.

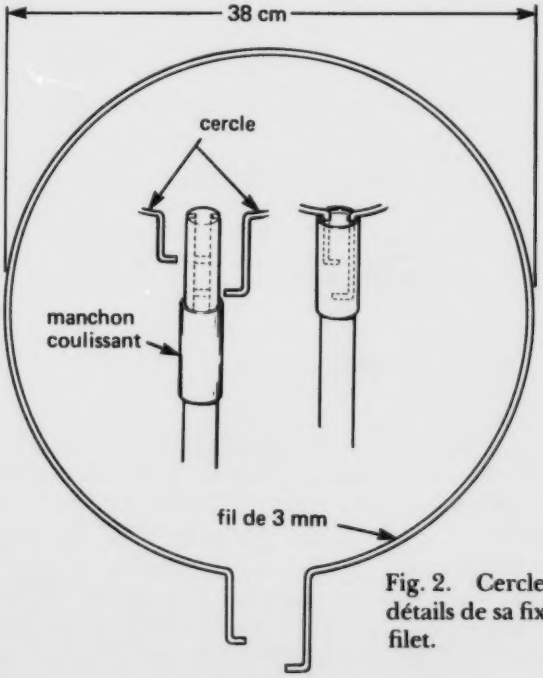

Fig. 2. Cercle de métal amovible, et détails de sa fixation au manche du filet.

Fig. 3. Cercle de métal à brisures, pliable.

La méthode de chasse et les objectifs poursuivis en matière de récolte des insectes déterminent le tissu à utiliser pour la poche du filet. La partie du filet montée sur le cercle doit être faite d'un tissu très résistant, comme de la toile fine, de la mousseline épaisse ou de la toile de lin, dans lequel on pratique un ourlet d'environ 7 cm pour y faire passer le cercle. Cet ourlet augmente la résistance du tissu qui est en contact avec le cercle, car c'est cette partie de la poche qui s'use le plus vite. De plus, il est beaucoup plus facile de changer ce genre de poche sur le terrain.

Filets à insectes volants

Les filets pour capturer des insectes volants doivent être aussi légers que possible, offrir le moins de résistance possible à l'air et, néanmoins, être assez solides et durables. Un filet muni d'un cercle de 38 cm convient très bien: plus le filet est petit, moins il offre de résistance à l'air. Les cercles décrits précédemment s'adaptent très bien à ces genres de filets.

La longueur du manche peut varier selon les goûts et le genre d'insectes chassés. Un long manche est très utile lorsqu'il s'agit d'attraper des papillons qui volent haut et d'autres papillons diurnes ou crépusculaires; un manche court convient pour les petits insectes volant près du sol.

La poche doit être assez profonde, de deux à deux fois et demie le diamètre du cercle ou un peu plus courte que le bras. On peut confectionner la poche en deux sections (fig. 4); la partie inférieure de chacune des sections doit se terminer en cône, et être largement arrondie. Une poche formée de quatre sections donne de meilleurs résultats, car elle s'ouvre mieux lorsqu'on coiffe l'insecte.

Le tissu de la poche doit être léger et assez transparent, offrant peu de résistance à l'air. Les mailles doivent être aussi larges que possible mais assez petites pour retenir les insectes qu'on veut capturer. De façon générale, un matériel tissé ne convient pas à la confection des poches de filet, car il est trop raide et endommage souvent les ailes des insectes capturés, surtout celles des papillons. Toutefois, on peut utiliser de la gaze à moustiquaire à la condition de bien la laver afin de lui enlever toute rigidité. Le meilleur tissu à utiliser est celui dont les fils sont maillés et non tissés. Les tissus les plus courants sont le tulle et autres tissus du même genre; ils sont à mailles hexagonales qui ne se déforment pas dans des conditions normales d'utilisation. Il est préférable d'utiliser un tissu de coton, mais il faut le laver avant de l'utiliser. Le tulle de rayonne n'est pas à conseiller, car il est trop fragile. L'organdi est un bon tissu à utiliser pour maintes raisons: on peut s'en procurer facilement et il ne coûte pas cher; il est durable et ne se froisse pas ni n'endommage les ailes de papillons; il sèche vite et peut être efficace même quand il est mouillé. Il a, cependant, les inconvénients suivants: il offre une plus grande résistance à l'air et il est moins transparent que d'autres tissus. Le nylon, la marquisette et l'étamine de bonne qualité conviennent aussi.

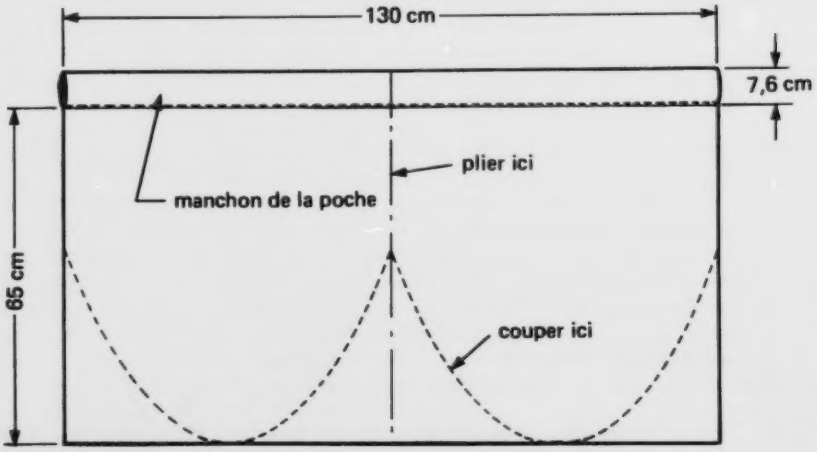

Fig. 4. Patron pour fabriquer une poche de filet à insectes.

Lorsqu'on retire les petits insectes du filet, à l'exception des Lépidoptères, on se sert d'un flacon de chasse ou d'un aspirateur. Lors de la capture d'un gros insecte ou d'un Lépidoptère, on imprime une rotation rapide au manche afin de faire passer la poche par-dessus le cercle, emprisonnant ainsi l'insecte dans le fond de la poche. Pour retirer l'insecte, on empoigne le filet d'une main afin d'emprisonner l'insecte dans un petit repli et, de l'autre main, on introduit dans le filet un flacon de chasse ouvert et on le pousse à l'intérieur jusqu'à ce qu'il coiffe l'insecte. On place la main devenue libre sur l'ouverture du flacon, qu'on retire du filet et couvre rapidement d'un bouchon. Si l'insecte s'agite beaucoup ou s'il essaie de piquer, on introduit alors le repli du filet contenant l'insecte dans le flacon de chasse jusqu'à ce que l'insecte soit engourdi par le poison.

Lumières et pièges lumineux

La façon la plus efficace de capturer les insectes volants nocturnes est de tirer parti de leur attirance pour la lumière artificielle. On peut capturer les insectes avec un filet ou un flacon de chasse alors qu'ils volent autour de la lumière ou qu'ils se posent à proximité, ou utiliser des pièges qui retiennent les insectes une fois qu'ils se sont approchés de la lumière.

Bien qu'on puisse faire des récoltes intéressantes par presque n'importe quelle nuit, un temps couvert, sans lune et sans vent où la température et le degré d'humidité sont élevés, permet en général d'attraper un plus grand nombre d'insectes qu'une nuit fraîche, venteuse et éclairée par la lune. L'utilisation d'une lampe à vapeur de mercure, d'une lumière ultraviolette ou d'un autre type de lampe riche en rayons ultraviolets favorise la capture d'un très grand nombre d'individus de certaines espèces, surtout des insectes femelles, qui sont rarement ou jamais attirés par une lumière ordinaire. On a constaté que plus la luminosité d'une source de lumière est grande, plus elle attire d'insectes. Une source lumineuse n'attire pas les insectes qui en sont très éloignés; seuls, ceux qui sont déjà dans le champ d'illumination ou qui y pénètrent, sont attirés.

Pour procéder à une chasse de nuit sur le terrain, on place d'habitude une lampe (un tube fluorescent à lumière ultraviolette de 10 à 15 W, alimenté par une génératrice ou par une pile) sur un drap blanc étendu sur le sol ou au-dessus de ce drap, ou encore on suspend la lampe devant un drap placé à la verticale. Cette dernière méthode donne de meilleurs résultats; tendre le drap entre deux piquets assujettis par des câbles, le suspendre à une branche d'un arbre, à une corde ou à un fil, ou le fixer à un mur ou à une clôture. En terrain découvert où des rafales peuvent balayer les insectes en dehors du drap ou même emporter le drap, il faut fixer ce dernier de manière à pouvoir l'enlever rapidement.

L'utilisation de pièges lumineux est une des méthodes les plus efficaces pour capturer un grand nombre d'individus de plusieurs espèces différentes. Néanmoins, elle présente certains inconvénients. Par

une nuit propice, de grandes quantités d'insectes se posent sur le piège et peuvent s'endommager les uns les autres; les ailes des Lépidoptères se brisent et se décolorent, et les autres insectes se couvrent d'écailles et de poils de Lépidoptères. Si on utilise un piège en vue d'obtenir des spécimens de collection, il faut vider fréquemment le fond ou le flacon de chasse avant qu'un grand nombre d'insectes ne se soit accumulé à l'intérieur, ou alors on utilise un poison assez puissant pour engourdir les victimes presque instantanément. Ce dernier procédé n'est pas recommandé en raison du danger d'empoisonnement qu'il présente pour l'entomologiste. De plus, les vapeurs toxiques demeurent rarement assez concentrées car elles se dissipent par l'entrée du piège. On peut placer un bol rempli d'alcool sous une lumière afin de capturer des insectes que l'immersion dans l'alcool n'endommage pas. Toutefois, cette méthode n'est pas indiquée pour les papillons. Si on chasse de petits insectes autres que les papillons, on place autour de la lumière ou au-dessous un treillis métallique dont les mailles de taille appropriée empêchent les gros insectes de pénétrer dans le piège et laissent entrer les petits sans les endommager.

On peut fabriquer un simple piège à entonnoir (fig. 5), en suspendant une lumière au-dessus d'un entonnoir de métal ou de carton dur. Les insectes tombent dans l'entonnoir jusque dans un bocal placé au-dessous. Si on veut garder les insectes vivants, on remplace le bocal par un gros cylindre d'étamine suspendu au bord inférieur de l'entonnoir. Le piège à lumière ultraviolette de 10 ou 15 W (fig. 6) est fondé sur le même principe, sauf qu'il est muni, en plus de l'entonnoir, d'un récipient en métal plus grand et d'un écran en métal. Le récipient, plus grand que le bocal habituel, permet aux victimes de voler librement à l'intérieur, réduisant d'autant les risques de dommages; en outre, il est plus indiqué pour la chasse avec lumière ultraviolette car les récoltes sont plus abondantes.

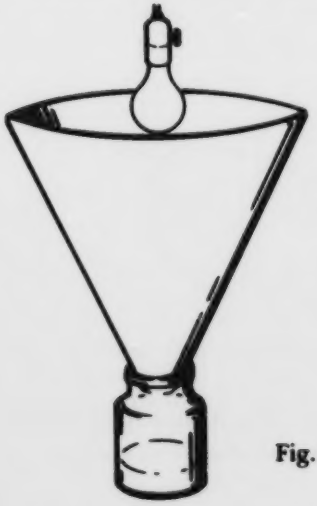

Fig. 5. Piège lumineux à entonnoir simple.

Un piège à entonnoir est très efficace pour la capture des insectes lourds ou qui volent vite, comme les Noctuides car ces insectes frappent la lampe ou l'écran et tombent dans l'entonnoir. L'efficacité de ce piège n'est toutefois pas aussi grande pour les insectes légers ou au vol peu soutenu, car ils pénètrent dans l'entonnoir seulement de façon accidentelle, au cours de leur vol irrégulier, et n'y tombent que s'ils succombent à la chaleur de la lampe ou aux vapeurs du poison. Toutefois, les genres de captures varient selon le type de lampe utilisée.

Une lumière ultraviolette fluorescente, placée sur un drap blanc ou au-dessus, est plus efficace pour la capture des Coléoptères et certains autres insectes parce qu'il arrive souvent que ces insectes tombent à côté du piège et restent sur le sol.

Un piège à entonnoir très spécial (fig. 7) est utilisé avec succès, depuis plusieurs années, pour capturer les Noctuides. Le récipient extérieur de ce piège est une poubelle en acier galvanisé de 51 cm de hauteur, à laquelle on a adapté d'autres éléments. La source de lumière (*a*) utilisée est

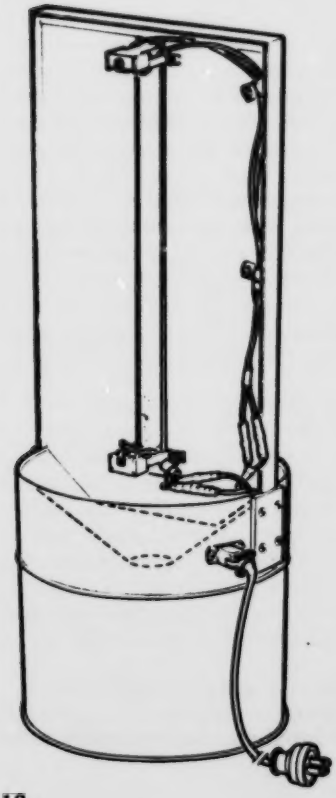

Fig. 6. Piège à lumière ultraviolette de 10 ou 15 W.

une lampe à vapeur de mercure Osram de 125 W ou de 200 à 220 V. Cette lampe est entourée de quatre écrans (*b*) qui s'élèvent un peu au-dessus de l'ampoule. L'entonnoir (*c*), à la forme très prononcée situé sous l'ampoule, conduit vers un compartiment métallique intérieur (*d*) ou chambre à gaz où la plus grande partie des vapeurs toxiques est concentrée.

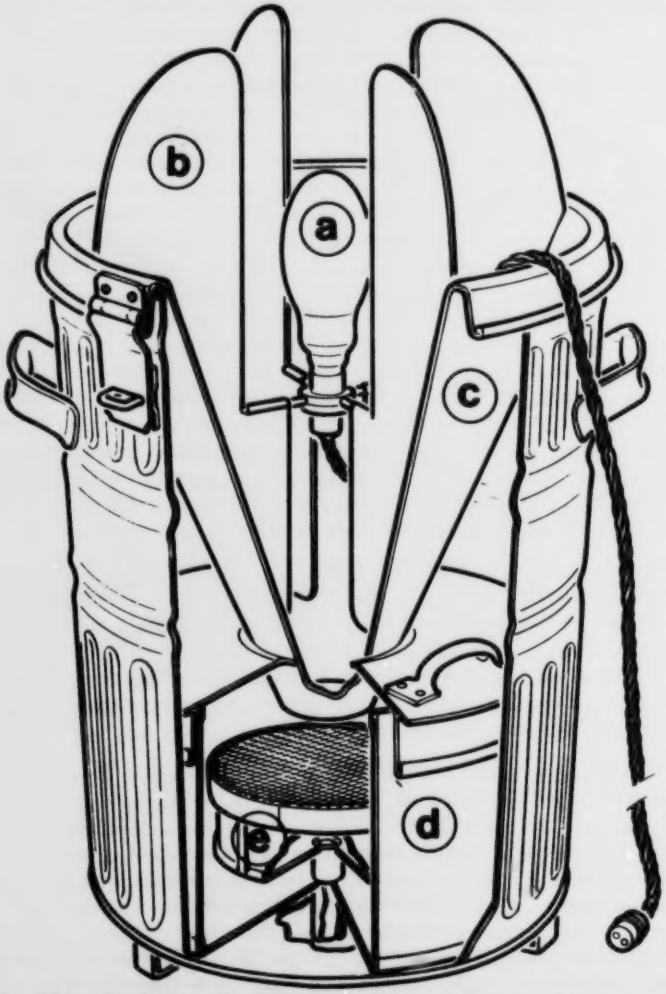

Fig. 7. Piège lumineux équipé d'une lampe à vapeur de mercure: *a*) lampe à vapeur de mercure Osram de 125 W (200 à 220 V), *b*) quatre écrans métalliques, *c*) entonnoir métallique, *d*) chambre à gaz intérieure, en métal, *e*) cuvette d'écoulement munie d'un tuyau qui permet l'évacuation de l'eau de pluie à l'extérieur du piège.

Lorsque l'entonnoir est enlevé, on peut donc sortir la chambre à gaz intérieure par le haut de la poubelle. À l'intérieur de la chambre à gaz, juste au-dessous de la partie inférieure de l'entonnoir, se trouve un petit récipient surmonté d'un couvercle de treillis: il s'agit de la cuvette d'écoulement (*e*). Le fond de cette cuvette est percé et relié par un tuyau à une ouverture pratiquée au fond de la poubelle. Ainsi, la cuvette recueille l'eau de pluie par l'entonnoir et l'évacue par le tuyau. Le treillis de la cuvette d'écoulement doit être assez près de la partie inférieure de l'entonnoir et avoir un diamètre assez grand pour empêcher l'eau de pluie de tomber dans la chambre à gaz. Une rondelle de caoutchouc mousse de 13 mm d'épaisseur est attachée à la partie supérieure du treillis en vue d'amortir la chute des plus gros Noctuides qui entrent dans le piège en virevoltant à grande vitesse. Parfois, les Noctuides tombent dans le piège en frappant de plein fouet le couvercle de la cuvette d'écoulement de sorte qu'on peut voir monter un nuage d'écailles au-dessus de l'entonnoir. Sous la cuvette d'écoulement, dans la chambre à gaz, se trouve un plateau amovible en métal dont le fond est de treillis métallique à mailles de 3 mm recouvert d'une mince couche d'étamine. Des treillis métalliques amovibles, placés sur cette étamine, compartimentent le plateau. Sous le plateau en métal, au fond de la chambre à gaz, se trouve un coussin d'étamine de 13 mm d'épaisseur imbibé de poison, généralement du tétrachloroéthane. Un élément chauffant de 100 W, placé au fond du piège sous la chambre à gaz favorise la vaporisation du tétrachloroéthane, réchauffe le compartiment pour garder le poison à l'état gazeux et n'est séparé du coussin d'étamine imbibé de tétrachloroéthane que par l'épaisseur du métal du fond du compartiment de récolte.

On démonte le piège, lors de l'examen des captures, en enlevant l'entonnoir, en sortant la chambre à gaz de la poubelle et en lui retirant son couvercle. On enlève ensuite la cuvette d'écoulement pour avoir accès aux captures de la nuit. Les insectes sont triés sur le plateau dans une pièce bien aérée et sont épinglés aussitôt. Lorsqu'on remonte le piège pour un nouvel usage, on humecte le coussin d'étamine de la chambre à gaz avec 40 à 50 mL de tétrachloroéthane.

Si, certaines nuits, on prévoit un grand nombre de captures, on augmente la concentration du tétrachloroéthane de la chambre à gaz en plaçant aussi dans la cuvette d'écoulement un tampon d'étamine saturé de poison. Les pièges à grande chambre à gaz présentent couramment des problèmes dans les régions arides, car les insectes sèchent et perdent leur souplesse avant qu'on ait eu le temps de les trier et de les épingler. Une façon de remédier à ce problème est de garder un degré élevé d'humidité dans la chambre à gaz, en versant de l'eau (environ d'un volume égal au tétrachloroéthane) sur le coussin d'étamine de la chambre à gaz et de la cuvette d'écoulement. Dans les endroits où on ne peut pas se servir de lampes électriques, on utilise une lampe Coleman.

Pour la capture de certains insectes, une boîte-piège (fig. 8) peut se révéler plus efficace qu'un piège à entonnoir. La plupart des insectes

attirés par la lumière, y compris les insectes légers et à vol peu soutenu, pénètrent dans la boîte et s'y trouvent captifs. L'efficacité de la boîte-piège provient du fait que les insectes sont capturés avant même de toucher l'ampoule. En outre, plus la boîte est grande (soit la distance entre l'entrée et l'ampoule), plus elle est efficace. Toutefois, elle présente l'inconvénient important, par opposition au piège à entonnoir, de n'attirer les insectes que dans une seule direction à la fois.

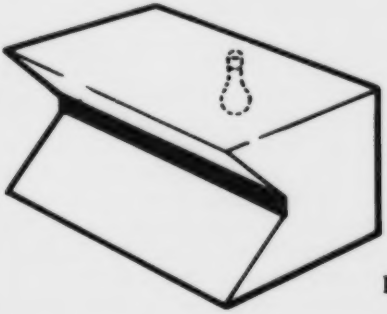

Fig. 8. Boîte-piège simple.

On utilise du tétrachloroéthane, du tétrachlorure de carbone ou tout autre poison liquide pour les pièges à entonnoir munis d'une grande chambre à gaz. Une boîte plate en fer blanc, sans couvercle, remplie de plâtre de Paris ou d'une autre matière absorbante imbibée de poison liquide, et placée dans la chambre à gaz, assure une concentration élevée de vapeurs toxiques. Un bocal à moitié rempli d'alcool peut être utilisé à la place d'un poison pour les insectes qui ne sont pas endommagés par un séjour dans l'alcool. En plus de tuer les insectes, l'alcool nettoie les écailles et les poils de Lépidoptères.

Les pièges lumineux, les pièges-appâts et d'autres sortes de pièges peuvent, selon leur forme, le lieu où ils sont installés et la façon dont ils sont utilisés, fournir une foule de renseignements sur les mœurs des insectes (par exemple, les moments du jour ou de la nuit où ils sont actifs, leurs populations relatives et leurs altitudes de vol).

Appâts et pièges-appâts

Un grand nombre d'insectes sont souvent attirés et se rassemblent autour d'aliments choisis, soit pour se nourrir eux-mêmes ou pour nourrir leurs larves ou leurs nymphes. On tire profit de ce comportement en plaçant plusieurs appâts naturels en divers endroits ou dans des pièges ou en utilisant des appâts artificiels. Les espèces d'insectes attirés diffèrent selon les appâts utilisés. Ainsi on aura intérêt à employer divers appâts naturels comme les fleurs, le miellat des pucerons, la sève en fermentation

qui s'écoule des blessures des arbres, les fruits gâtés ou pourris, la charogne, les excréments d'animaux et les champignons pourris.

Un bocal, une boîte en fer blanc ou un récipient plus gros, munis ou non d'un entonnoir, peuvent être utilisés comme piège-fosse (fig. 9) pour la capture des Coléoptères et autres insectes rampants. On enfouit le récipient jusqu'au bord dans le sol de sorte que les insectes qui tombent à l'intérieur ne puissent en sortir. On met un morceau de bois ou une pierre plate sur l'ouverture du piège afin d'empêcher l'eau d'y pénétrer, mais on laisse assez d'espace pour le passage des insectes. On vérifie souvent ces pièges-fosses pour que les insectes ne se blessent pas en rampant les uns sur les autres. Lorsqu'on ne peut pas vérifier ses pièges souvent, il vaut mieux placer l'appât dans un sac d'étamine et le suspendre à un bâton ou à un treillis métallique à mailles de 13 mm posé sur la boîte ou le bocal. Les insectes sont tués et conservés dans une solution moitié eau moitié éthylène-glycol. Cette solution empêche la décomposition des insectes dans les zones tempérées pour au moins une semaine. Si on recouvre les pièges d'un treillis métallique à mailles de 13 mm, on doit ajouter des pierres ou des morceaux de bois sur les bords afin d'empêcher les mammifères de voler l'appât. Les pièges fabriqués à partir de tasses de carton ciré ou de plastique ou de bacs de réfrigérateur se transportent facilement lors d'une excursion, car ils s'emboîtent les uns dans les autres et ne prennent pas beaucoup d'espace.

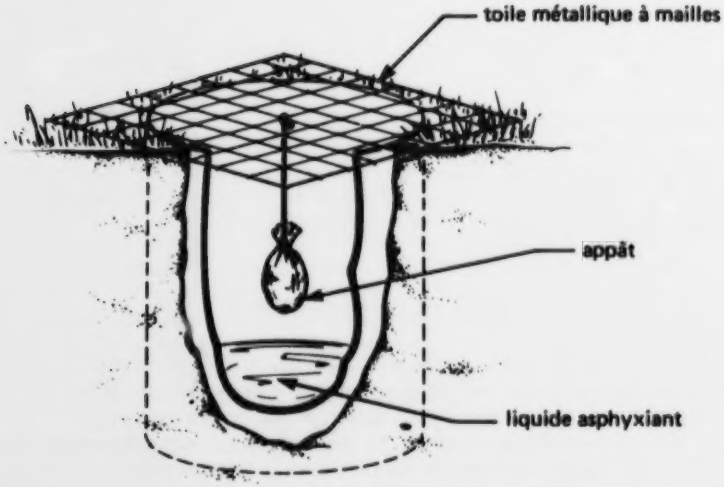

Fig. 9. Piège-fosse avec appât suspendu.

Les figures 10 et 11 illustrent les genres de pièges-appâts pour la capture d'insectes volants. Dans un de ces pièges (fig. 10), l'appât est placé dans un petit bac, et les insectes y ont accès par une ouverture pratiquée dans le fond du cylindre. Une fois rassasiés, ils s'envolent, passent par l'ouverture au sommet du cône et se retrouvent prisonniers dans le récipient. L'autre piège (fig. 11) est conçu sur le même principe que le piège lumineux à entonnoir, sauf que la lampe est remplacée par un appât entouré d'un treillis métallique. Une version simplifiée de ce piège est composée d'un cône renversé, avec ouverture au sommet, placé dans le goulot d'un bocal garni d'un appât.

Les appâts artificiels n'ont pas fait l'objet d'une étude détaillée, bien qu'ils puissent donner d'excellents résultats. Le sucre est un des appâts les plus courants; il sert à capturer les papillons de nuit (*voir* le chapitre intitulé «Lépidoptères», p. 156).

Fig. 10. Piège-appât à entonnoir.

Fig. 11. Piège-appât à cône renversé.

Autres pièges à insectes volants

Certains genres de pièges, même sans appât, sont efficaces pour la capture des insectes volants. Il y en a deux genres: les pièges mobiles qui attirent les insectes et les pièges dans lesquels les insectes pénètrent par accident. Ces pièges présentent certains avantages sur les autres méthodes de chasse des insectes volants: ils fonctionnent en permanence et, par conséquent, capturent des insectes, même en l'absence du collectionneur; ils en capturent aussi d'autres qui sont trop petits pour être

vus ou pour être attrapés facilement au filet ou qui volent tellement haut au-dessus de la végétation qu'ils échappent au collectionneur qui se sert des méthodes plus classiques.

Pièges Malaise Le piège Malaise (fig. 12 à 15) est fondé sur le principe selon lequel la plupart des insectes volent ou grimpent vers le haut lorsqu'ils se trouvent devant un obstacle, ou selon qu'ils passent d'une zone sombre à une zone plus claire. Les insectes incapables d'un vol soutenu ou qui se laissent tomber en heurtant un obstacle sont rarement capturés dans un piège Malaise. Toutefois, ce piège est surtout efficace pour la capture des Diptères, des Hyménoptères et des Lépidoptères, mais l'est moins pour celle des Coléoptères, des Hétéroptères, des Hémiptères et des Homoptères. Les lépidoptéristes préfèrent ne pas utiliser le piège Malaise, en partie parce que ce genre de piège endommage les papillons, mais surtout parce qu'on capture plus facilement les papillons de nuit avec des pièges lumineux.

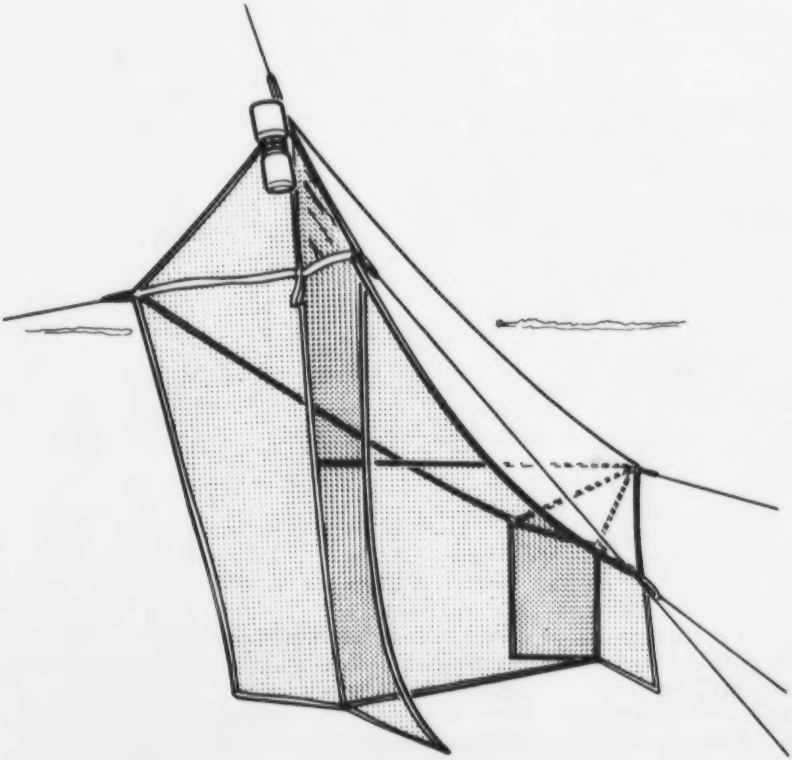

Fig. 12. Modèle d'un piège Malaise.

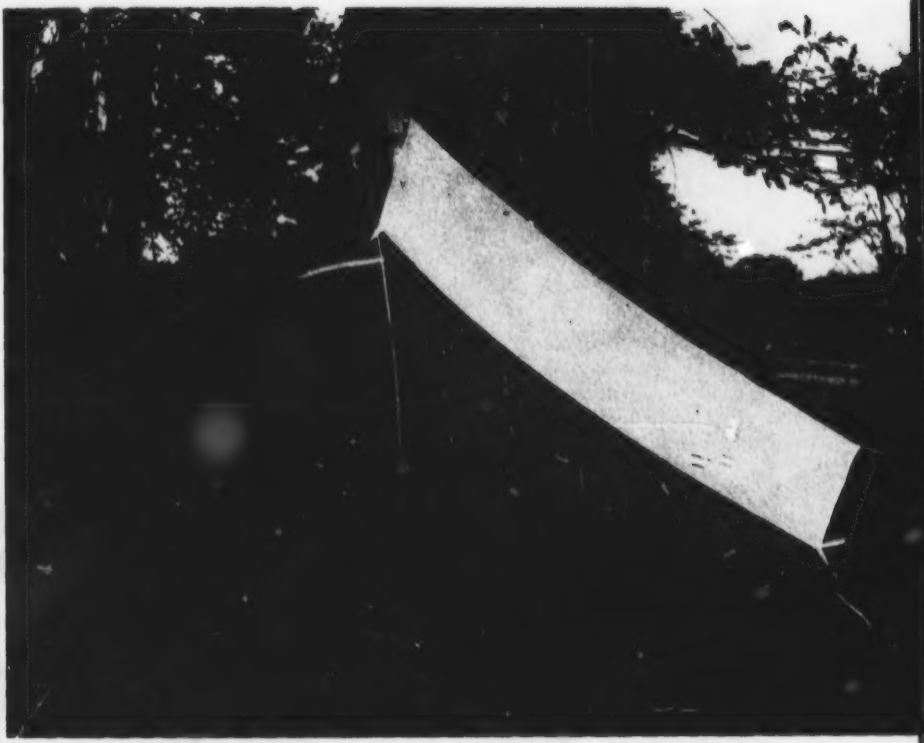

Fig. 13. Piège Malaise en place.

Fig. 14. Flacon de chasse fixé au piège Malaise.

Fig. 15. Piège Malaise de conception différente, en place.

De nombreuses modifications ont été apportées au piège conçu à l'origine par Malaise (*voir* la bibliographie, p. 199 et les fig. 12 à 15), mais tous les modèles ont quatre caractéristiques en commun: une ou plusieurs embrasures dans lesquelles les insectes peuvent entrer à l'aventure, des murs verticaux qui font obstacle à leur passage, un toit qui monte en pente et un dispositif de capture dans la partie supérieure du toit qui permet aux insectes de pénétrer facilement mais non de s'enfuir.

Que le piège Malaise ait une forme rigoureusement précise importe peu; c'est plutôt la pratique qui dicte les principes suivants: le nombre de captures varie en fonction de la largeur des embrasures, surtout celle qui est sous le vent, car les autres n'influent pas sur le nombre des captures, la plupart des insectes volant contre le vent; les parois verticales peuvent être faites d'un tissu foncé mais il est essentiel que le toit soit blanc afin d'attirer les insectes vers le haut. Enfin, le facteur le plus important qui influe sur le nombre des captures est l'orientation exacte du piège.

Étant donné que le piège Malaise est fixe et qu'il n'a aucun pouvoir attractif (sauf peut-être pour les Tabanides), on doit le placer en travers de la ligne de vol du plus grand nombre d'insectes. L'expérience et l'observation sont les meilleurs guides. Par exemple, on évite de placer le piège dans des endroits découverts et venteux, ou très ombragés; dans les régions boisées, on obtient de bons résultats en plaçant le piège en travers d'un sentier, d'un ruisselet ou sur le bord d'une clairière protégée du vent. En terrain découvert, le meilleur endroit pour installer le piège est dans de petits ravins orientés transversalement au vent, à l'abri d'arbustes ou d'arbres, ou dans tout autre endroit protégé.

Étant donné qu'il est volumineux et très visible, le piège Malaise peut être volé ou détruit par des vandales. Lorsqu'on choisit un endroit pour l'installer, il vaut mieux prendre ces facteurs en considération. Éviter les pâturages, car le bétail aime se frotter contre ce type de piège et il ne lui faut pas beaucoup de temps pour le détruire. L'entretien du piège Malaise est simple. Il suffit de vérifier, à l'occasion, la tension des câbles de retenue et de regarder à l'intérieur du piège, surtout l'entrée du récipient, pour voir s'il y a des fils d'araignée, auquel cas il faut enlever les fils et tuer les araignées, si c'est possible. Il faut aussi changer le récipient à intervalles réguliers, selon la concentration du poison utilisé ou le nombre de captures.

Si l'on peut visiter le piège plusieurs fois par jour, il n'est pas nécessaire d'utiliser de poison ou de liquide de conservation. On peut choisir les insectes que l'on veut capturer vivants et rendre la liberté à ceux qui ne sont pas intéressants. Pour les insectes qui n'ont pas besoin d'être conservés à sec, l'alcool éthylique à 95% est le meilleur produit de conservation et on peut attendre que le récipient du piège Malaise soit rempli presque entièrement. Le total des captures, la température et la grosseur du bocal déterminent le temps nécessaire pour remplir le récipient du piège. Cela peut prendre de quelques heures jusqu'à plusieurs semaines, mais de 2 à 4 jours est une bonne moyenne. Si on veut faire des captures à sec, on peut utiliser du cyanure de potassium comme poison bien qu'il tende à dessécher certains spécimens et à en ternir d'autres. Par conséquent, il faut changer le récipient souvent, au moins chaque jour par temps frais et plusieurs fois par jour par temps chaud. Le dichlorvos est un poison plus efficace pour les captures à sec: il engourdit les victimes, puis les tue lentement de sorte que les spécimens capturés ne sont pas trop déshydratés. Si le récipient est protégé des rayons du soleil, le piège muni de ce produit ne nécessite pas autant de soins qu'un piège au cyanure. Le chloroforme et l'acétate d'éthyle sont d'autres poisons, mais les vapeurs de ces solvants organiques peuvent endommager le plastique de la tête du piège et, par conséquent, ils doivent être mis à l'essai avant d'être utilisés.

Pièges-fenêtres Le piège-fenêtre (fig. 16 et 17) est efficace pour la capture des insectes crépusculaires, surtout les petits Coléoptères. Ce piège se compose d'un panneau de verre ou de plastique transparent, en dessous duquel est fixé un récipient peu profond contenant de

l'éthylène-glycol, le tout suspendu au-dessus d'un sentier, d'une bûche ou de tout autre habitat. La plupart des Coléoptères tombent lorsqu'ils heurtent un obstacle et se noient dans l'éthylène-glycol.

Pièges-tentes à fenêtre Ce piège (fig. 18) est constitué d'une tente rectangulaire de 1,8 m de hauteur, 1,8 m de longueur et 1,4 m de largeur. Le plafond et deux côtés (parallèles) sont faits de plastique de vinyle noir, le devant, de plastique de vinyle transparent et le derrière est ouvert. Les quatre coins sont soutenus par des poteaux, en bois ou en métal, de 2,5 cm de diamètre et de 2 m de longueur. Un cinquième poteau de même longueur qui supporte le devant en plastique transparent est fixé horizontalement entre les extrémités supérieures des deux poteaux de devant. Le piège est maintenu en place par quatre câbles attachés, d'une part, aux extrémités supérieures des quatre poteaux d'angle et, d'autre part, à des fixations dans le sol, éloignées quelque peu de la tente. Le piège étant fondé sur le principe selon lequel les insectes volent d'ordinaire vers la lumière (par exemple, une fenêtre dans une pièce), il doit être placé, par conséquent, à la lisière d'un bois, près de buissons ou d'arbres, afin qu'il y ait de l'ombre derrière le piège. Le vent peut présenter un problème pour les pièges de ce genre; il faut alors installer la tente de façon à ce que le vent souffle sur un des côtés fermés ou, de préférence, sur un des coins fermés. Pour obtenir les meilleurs résultats, il faut visiter le piège toutes les heures ou toutes les deux heures pendant la journée. On récolte les insectes capturés à l'aide d'un aspirateur ou d'un petit filet ou encore en les coiffant directement avec un flacon de chasse.

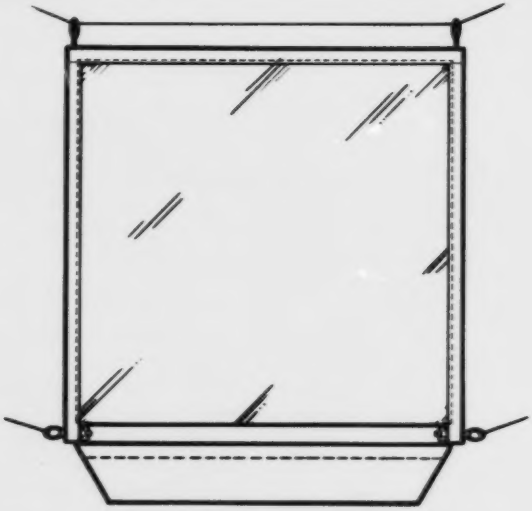

Fig. 16. Modèle d'un piège-fenêtre.

Fig. 17. Piège-fenêtre en place.

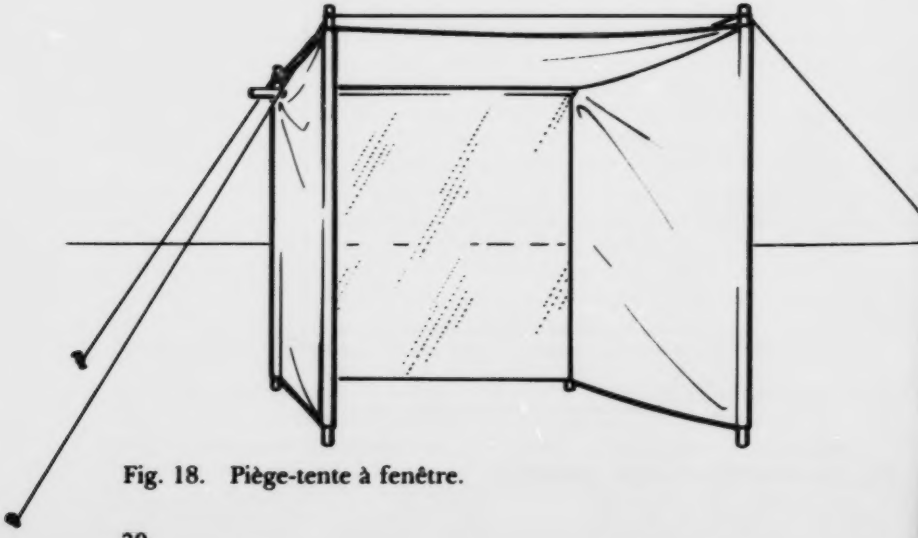

Fig. 18. Piège-tente à fenêtre.

Pièges à attraction visuelle Ce piège (fig. 19) a été conçu à l'origine pour attirer et capturer les moustiques en tirant profit de leur réaction au motif que présente un cylindre en mouvement couvert de bandes blanches et noires. La plupart des groupes de Diptères ainsi que certains groupes d'autres ordres d'insectes peuvent être capturés avec ce genre de piège. On récolte les insectes à sec ou dans un liquide de conservation.

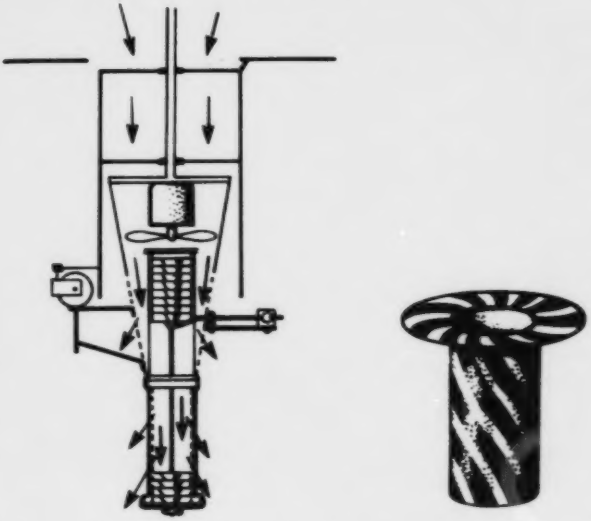

Fig. 19. Piège à attraction visuelle.

Pièges-fosses Des moules à gâteaux ordinaires en aluminium (fig. 20), de forme carrée, de 23 cm de côté et de 4 cm de profondeur, sont couramment utilisés pour fabriquer des pièges-fosses. Toutefois, tout récipient de grandeur appropriée fera tout aussi bien l'affaire. Si on installe les pièges dans un endroit où quelqu'un pourrait les voler, on utilise plutôt des feuilles de plastique ou de papier d'aluminium. Les moules sont enfouis dans le sol avec leurs bords à ras de terre. Ils sont remplis d'eau, additionnée d'un petit peu de détersif, comme agent mouillant, et de formol de 1 à 3%, comme poison et liquide de conservation. Si l'on prévoit l'évaporation de l'eau à cause du temps chaud ou du vent, ou l'impossibilité de visiter les pièges pour de longues périodes, on remplace jusqu'à 90% d'eau par de l'éthylène-glycol, liquide qui ne s'évapore pas. Il est préférable de visiter les pièges tous les jours, au minimum tous les 3 jours; après 3 jours, un phénomène d'osmose commence à se produire ce qui fait gonfler l'abdomen et les autres parties molles des insectes.

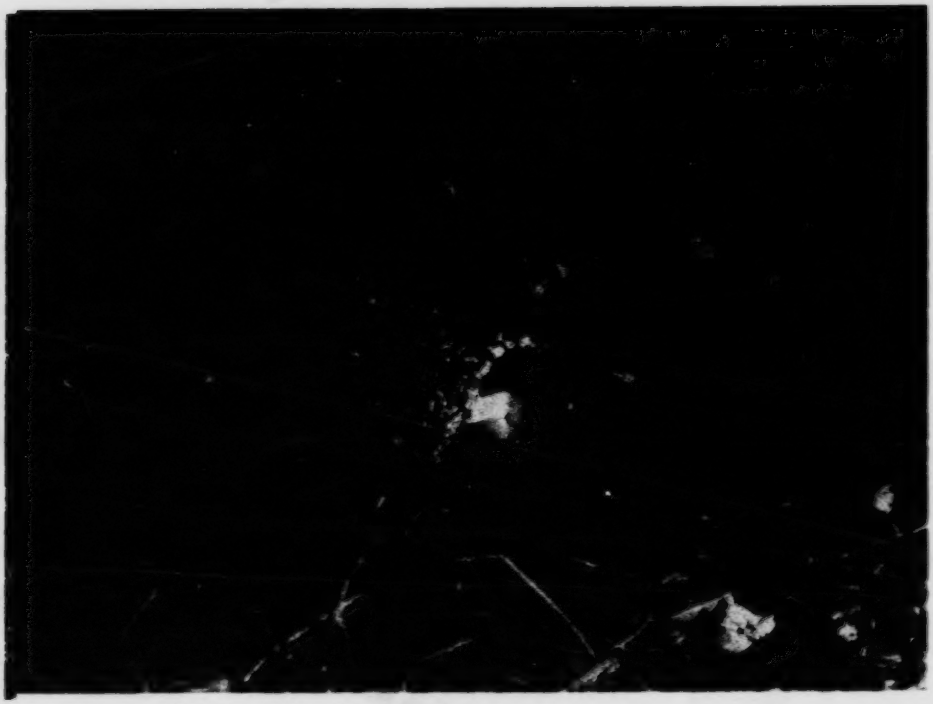

Fig. 20. Piège-fosse en place.

Ce genre de piège permet surtout la capture de divers arthropodes marcheurs comme les Coléoptères, les larves, les Collemboles et les araignées, qui y tombent comme dans une fosse, mais il permet aussi la capture d'un grand nombre d'insectes volants qui viennent se poser à la surface de l'eau ou qui y tombent, emportés par le vent. Le piège- fosse est surtout efficace dans les régions fraîches et venteuses, où le vent atteint sa vitesse le plus élevée près de la surface du sol, forçant ainsi les insectes à restreindre leur activité aux quelques centimètres au-dessus du niveau du sol. Par conséquent, ce genre de piège est très efficace dans la toundra arctique et les prairies. Dans les régions boisées, où les déplacements d'air au ras du sol sont très faibles, on peut augmenter l'efficacité du piège-fosse en plaçant des feuilles de plastique transparent à la verticale, au-dessus du milieu du piège, afin de prendre aussi des insectes au vol.

La façon la plus facile de vider le piège-fosse est d'en verser le contenu dans un seau, à travers un tamis à petites mailles (environ 20 mailles au centimètre), puis de remettre le piège en place et d'y verser le contenu du seau tout en ajoutant assez d'eau pour remplacer les pertes

dues à l'évaporation. Ensuite, il faut vider le contenu du tamis dans un bac récepteur rempli d'eau pour laver le corps des insectes de toute trace de formol, de détersif et d'éthylène-glycol.

Appâts L'utilisation d'appâts naturels et artificiels ou chimiques est une bonne méthode de chasse des insectes et des arthropodes. Les appâts naturels sont constitués d'une quantité suffisante de substances leur servant de nourriture ou de milieu de reproduction. Les appâts les plus couramment utilisés sont les excréments d'animaux, les plumes, les peaux vertes, les poils, les os, la viande, la charogne, les bûches et les branches d'arbre. Visiter les appâts régulièrement la nuit comme le jour et récolter les spécimens de diverses manières, selon l'appât et la condition dans laquelle on le trouve. L'appareil de Berlese, le tamis ou d'autres instruments de tamisage peuvent être utiles, mais dans le cas d'espèces attirées par certains appâts, il faut faire la récolte à la main, au battoir ou au filet. Un phare (p. 44) est l'instrument le plus utile pour la récolte de nuit, si on utilise ces trois dernières méthodes.

À certaines époques de l'année, des copeaux de bois fraîchement taillés attirent parfois beaucoup d'insectes qui vivent dans l'écorce ou le bois des arbres, ainsi que leurs parasites et prédateurs. On visite donc les arbres à intervalles réguliers du jour et de la nuit durant la saison propice et on récolte les insectes à la main ou à l'aide du battoir. Étant donné qu'un grand nombre d'insectes attirés par ces appâts volent vite et de façon soutenue, on s'approche doucement et on procède à la récolte avec soin, autrement plusieurs insectes pourraient s'échapper. On peut aussi mettre dans les cages des bûches, des branches et des brindilles d'arbres abattus, après que les insectes ont eu assez de temps pour les coloniser. Les cages sont gardées dans des conditions naturelles, sinon le bois sèche et beaucoup d'insectes, surtout ceux qui ne sont pas encore parvenus à maturité, se déshydratent et meurent. Des appâts naturels, comme le miellat des pucerons et les arbres blessés dont s'écoule de la sève en fermentation, attirent un grand nombre d'insectes; un collectionneur averti visite fréquemment ces lieux le jour et la nuit.

On peut aussi se servir d'appâts artificiels ou chimiques en les badigeonnant ou en les vaporisant sur les arbres. La chasse à la miellée (*voir* le chapitre intitulé «Lépidoptères», p. 156) est une méthode bien connue et utilisée par un grand nombre de collectionneurs. Le malt, la levure de bière, le sucre, la mélasse et la farine d'avoine servent couramment d'appâts. Du malt et de la levure ou de la mélasse dilués dans de l'eau, utilisés dans un piège- fosse (fig. 21), attirent un grand nombre de Coléoptères et d'autres insectes. Pour préparer un appât au malt, on mélange 71 mL de malt et un paquet de levure sèche dans 4,5 L d'eau. Laisser le mélange fermenter de 2 à 3 jours avant de s'en servir. En verser dans les pièges jusqu'à une hauteur de 13 à 25 mm. Récolter les captures en tamisant le liquide sur de l'étamine et les laver à l'alcool. Il faut éviscérer les insectes qui avalent le mélange, tels que les grillons des caves, ou leur faire un incision des pleurites jusqu'au jabot, et les placer dans

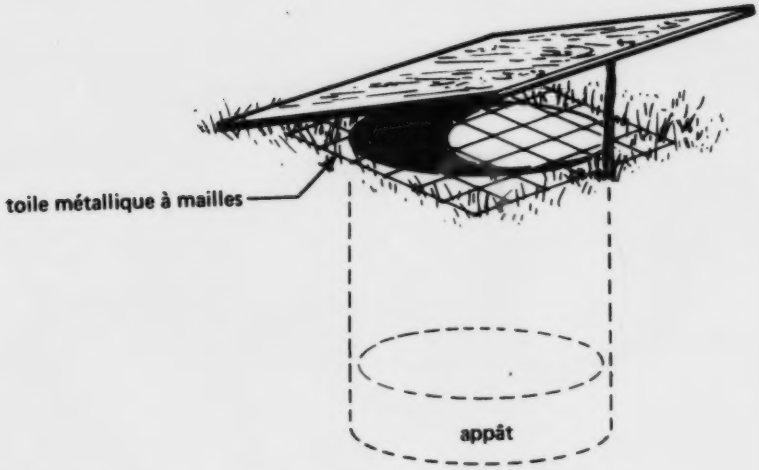

Fig. 21. Piège-fosse avec appât au malt.

l'alcool de 40 à 50%. Changer l'alcool plusieurs fois jusqu'à ce que la solution reste claire. Si on épingle un insecte qui a avalé de la mélasse, il se décolore et l'épingle rouille. Des traînées de farine d'avoine, répandues dans les régions boisées ou d'autres endroits appropriés, attirent certains Coléoptères terricoles. Il s'agit de répandre de la farine d'avoine le long d'un sentier ou sur d'autres endroits dénudés, au crépuscule. On visite les appâts à intervalles réguliers après le crépuscule et on ramasse les insectes avec les doigts ou avec des pinces souples. Le bioxyde de carbone est couramment utilisé dans les pièges Malaise et d'autres genres de pièges comme appât pour les insectes piqueurs tels que les taons. On peut modifier les pièges pour qu'ils reçoivent des récipients de glace carbonique ou pour que du CO_2 y soit amené par un cylindre.

Des planches badigeonnées de whisky et placées à des endroits appropriés permettent souvent la capture d'un grand nombre d'insectes. Cette méthode, toutefois, n'est pas recommandée pour des études taxonomiques, car les insectes récoltés de cette façon ne peuvent pas toujours être identifiés, ayant été endommagés par le whisky. On capture plus d'insectes avec des planches jaunes qu'avec des planches de toute autre couleur.

Fauchage

Le fauchage est la méthode la plus efficace de récolte des insectes volants ou qui grimpent aux herbes. Ce genre d'insectes peut être capturé en grand nombre. Le fauchage a cependant des limites bien précises dont on ne se rend pas toujours compte. Dans une étude de la faune, cette méthode ne permet de récolter que des insectes qui vivent à découvert; les

mineuses, les perceurs et les tordeuses échappent au chasseur. En outre, si la végétation est tant soit peu dense, les insectes qui vivent près des racines échappent à la capture. Lorsqu'on a besoin de données sur les plantes-hôtes, il faut compléter le fauchage par la recherche et l'observation, à moins qu'il ne s'agisse que d'un peuplement pur. Comme méthode d'échantillonnage, le fauchage fournit des indications générales plutôt que des données précises qui varient selon les techniques employées, l'utilisateur, les circonstances, l'activité des insectes, ou selon les heures et les conditions atmosphériques. Le fauchage demeure, cependant, la méthode la plus efficace et l'une des plus rapides et des plus simples pour récolter un grand nombre d'insectes vivant au milieu des plantes.

Le fauchage a pour but de déloger les insectes des végétaux au moyen d'un filet fauchoir. Il faut balayer, par de rapides coups latéraux, l'herbe, les fleurs ou le feuillage des arbres. Les mouvements trop lents permettent aux insectes de s'échapper du filet, tandis que les mouvements vers le haut ou vers le bas donnent une récolte plus pauvre. Afin de moins endommager les individus fragiles, on examine le contenu régulièrement, après quelques coups de filet et on retire les insectes avec les doigts, des pincettes souples ou un aspirateur. Une autre méthode consiste à grouper toute la prise au fond du filet et l'y maintenir en pressant ce dernier avec la main juste au-dessus des spécimens. On insère alors le fond du filet et la prise dans un contenant à large goulot et on tient la main sur l'ouverture jusqu'à ce que tous les insectes soient inertes ou morts. Cette méthode permet de retarder l'examen de la prise. Ne pas faucher lorsque la végétation est humide; ce serait risquer d'endommager la plupart des insectes.

Le cercle, la poche et l'ensemble du filet fauchoir doivent pouvoir résister au fauchage répété de la végétation. Les cercles décrits plus haut pour retenir les filets (*voir* «Filets polyvalents», p. 12) conviennent. La longueur de manche la plus commode est d'environ 1 m. La profondeur de la poche doit être au moins égale au diamètre du cercle. Si la poche est trop profonde, il est très difficile d'y recueillir les insectes au fond. Un filet de 38 cm de diamètre devrait avoir une profondeur variant entre 50 et 60 cm. Un petit filet de 20 à 25 cm de diamètre est très utile pour faucher une à une les plantes qui croissent dans une végétation mixte. Le tissu de la poche doit être assez résistant pour supporter, sans se déchirer, le fauchage de la végétation dense, et assez fin pour retenir les insectes minuscules. La faible résistance à l'air n'est pas aussi importante que pour un filet à papillons, c'est pourquoi il n'est pas indispensable que la poche soit faite de tulle; n'importe quel tissu léger et résistant, comme le nylon ou du canevas, fera l'affaire.

Battage

Le battage est l'une des meilleures méthodes pour la récolte des insectes, des acariens ou des araignées vivant sur le feuillage des arbres et des arbustes. Il est surtout utile pour capturer les Coléoptères, les larves

d'insectes phytophages et les acariens phytophages, de même que les araignées et les acariens prédateurs. Ce n'est cependant pas une méthode tout à fait sûre pour obtenir des données précises sur les relations des arthropodes avec leurs plantes- hôtes parce que certains d'entre eux peuvent être capturés de façon accidentelle sur la végétation environnante. On peut obtenir par battage des données exactes au sujet des plantes-hôtes seulement si l'association qui existe entre les arthropodes phytophages et leur hôte est vérifiée par l'élevage des insectes ou des acariens en question sur des plantes de la même espèce que celles où on les a capturés. On peut en venir aux mêmes conclusions par l'observation répétée de la présence d'une espèce particulière d'insectes ou d'acariens sur telle ou telle plante. Il faut donc être très prudent et ne pas supposer que tout arthropode recueilli lors du battage a été délogé de sa plante-hôte. En outre, il est difficile d'être assuré de la propreté de la toile de battage quand on a commencé à battre une nouvelle sorte de plante. On peut aussi recueillir plusieurs espèces d'insectes en battant des branches ou des amas de feuilles mortes.

Le battage consiste à frapper assez fort, avec un bâton solide, la branche d'un arbre ou d'un arbuste pour faire tomber les arthropodes sur un carré de tissu ou sur une toile, où il est facile de les voir et de les capturer. Le battage est surtout efficace pour recueillir des larves; il permet en outre de récolter plusieurs insectes qui peuvent voler si le temps frais les a quelque peu engourdis. Il est important de frapper la branche de haut en bas; un coup latéral pourrait faire tomber quelques spécimens en dehors de la toile. Certains chasseurs d'insectes frappent deux coups secs sur la branche, et donnent comme raison qu'au premier coup les arthropodes relâchent leur étreinte et qu'au second ils tombent. Le battage de nuit à l'aide d'un projecteur est efficace pour capturer entre autres les Coléoptères. Il ne faut négliger ni les branches ni les arbres morts ou mourants; un grand nombre de perceurs de bois nocturnes y sont très actifs.

Le tissu sur lequel tombent les insectes peut être une nappe, un filet, ou un parapluie tenu à la main. Le filet ou la toile sont préférables à la nappe étendue sur le sol parce qu'ils empêchent l'arrivée des insectes qui rampent dans les herbes. La récolte des larves doit se faire à l'abri des rayons ardents du soleil, aussitôt après avoir frappé la branche, car un grand nombre de larves meurent rapidement lorsqu'elles sont exposées à la chaleur.

La toile de battage des fig. 22 et 23 est confectionnée de soie à bluter en nylon; elle mesure environ 1 × 1 m, et porte, à chaque coin, des pochettes cousues des deux côtés ce qui la rend réversible. La pièce du milieu est soudée et faite de tuyaux galvanisés, de même que les quatre tiges qui sont d'un diamètre légèrement plus petit, de sorte qu'elles s'insèrent facilement dans la pièce du milieu. Des œillets et des agrafes servent à régler la tension de la toile, opération nécessaire par temps humide. Les tiges ont, à leur extrémité, un embout métallique rigide qui

les retient fermement aux coins de la toile. Des tiges de 16 mm en bois dur peuvent remplacer les tuyaux de métal. Ce genre de toile se plie, se range et se transporte facilement.

Un bac de battage recouvert d'un treillis métallique (fig. 24) est plus efficace qu'une toile de battage et un bâton pour recueillir les petits arthropodes, comme les acariens, dissimulés dans le feuillage. Plutôt que de frapper les branches à l'aide d'un bâton, on les bat à deux ou trois reprises contre la surface supérieure grillagée d'un bac en plastique ou en métal émaillé blanc. Les insectes récoltés passent à travers les mailles et tombent dans le bac; le treillis empêche les débris de feuilles et autres d'encombrer le récipient. Aussitôt après le battage, enlever le treillis et examiner le fond blanc du bac où l'on peut voir remuer les spécimens minuscules, qui peuvent être recueillis, soit à l'aide d'un aspirateur (*voir* «Aspirateur», p. 46), soit à l'aide d'un petit pinceau humecté d'alcool (p.186). On peut se servir d'une cuvette blanche utilisée pour le développement photographique, de 20 cm de largeur sur 25 cm de longueur et 5 cm de profondeur, en plastique résistant aux chocs. En repliant le treillis, à mailles d'au moins 6 mm, tout autour de la cuvette, on évite qu'il ne se déplace pendant le battage.

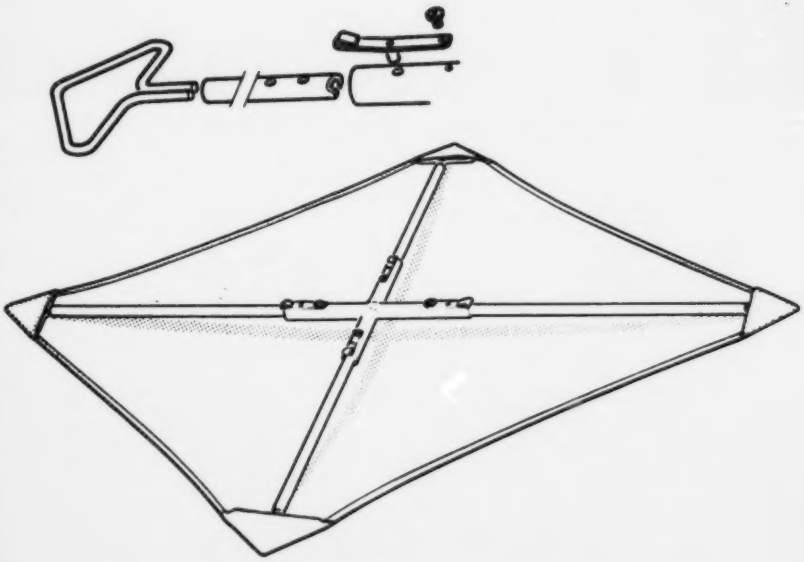

Fig. 22. Modèle d'une toile de battage.

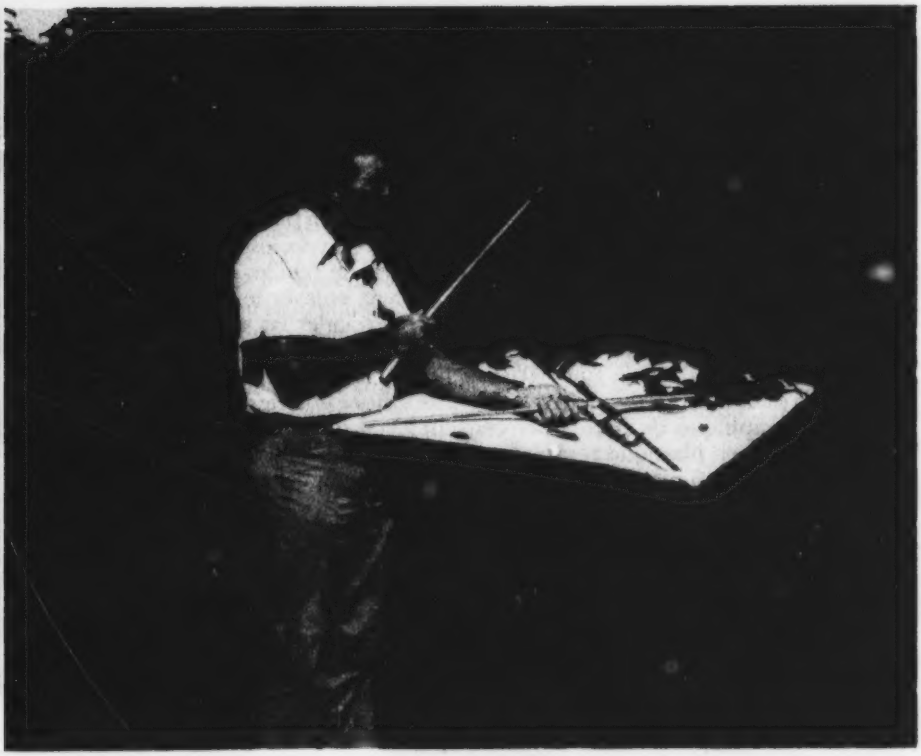

Fig. 23. Utilisation d'une toile de battage sur le terrain.

Fig. 24. Bac de battage recouvert d'un tamis pour la récolte des acariens dissimulés dans le feuillage.

On peut encore utiliser pour le battage un grand entonnoir (fig. 25) d'environ 30 cm de diamètre d'ouverture supérieure et dont la partie inférieure se prolonge en un tube de 19 mm de diamètre. Un manchon en caoutchouc souple s'adapte à ce tube et permet d'y fixer un flacon de 19 mm de diamètre, à moitié rempli d'alcool. L'ouverture supérieure de l'entonnoir est préalablement munie d'un treillis à mailles de 6 mm et le battage s'effectue selon la méthode décrite plus haut. Les résultats seront toutefois quelque peu différents car les insectes et les particules organiques peuvent passer à travers le treillis et être recueillis en même temps. Les récoltes ne sont pas toujours bonnes et parfois encombrées de débris.

On a utilisé parfois une brosse électrique (fig. 26) pour des estimations des populations de Tétranyques qui infestent le feuillage des arbres. Toutefois on n'a pas encore testé cette technique dans le cas des autres espèces d'acariens et de petits arthropodes arboricoles.

L'emploi d'un aspirateur électrique (fig. 27) permet de recueillir des insectes, des acariens et des araignées en grand nombre. Cet instrument est efficace pour la récolte des arthropodes peu fragiles qui vivent en plein champ, dans les herbages, dans les massifs d'arbrisseaux et dans les régions fortement boisées où son long tuyau souple caoutchouté permet d'explorer jusqu'aux plus hautes branches. Plusieurs modèles d'aspirateurs sont vendus sur le marché et peuvent être adaptés à la récolte d'espèces particulières. Il existe un modèle portatif qui permet une mobilité plus grande et qui laisse les mains libres.

Fig. 25. Entonnoir de battage.

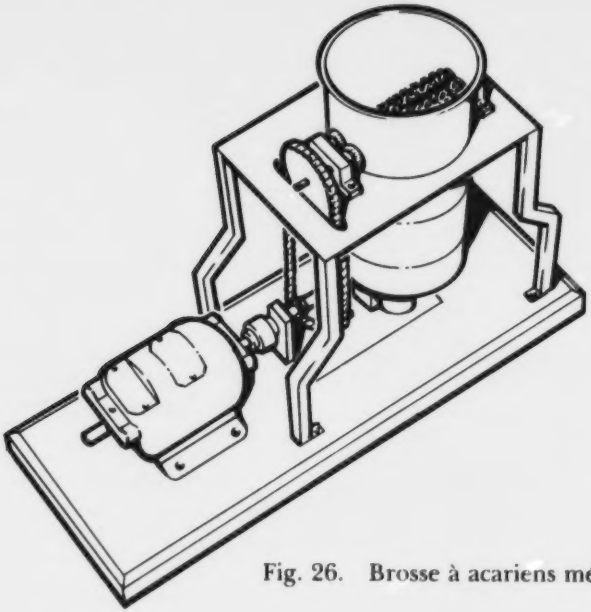

Fig. 26. Brosse à acariens mécanique.

Fig. 27. Aspirateur mécanique pour la récolte des araignées.

Cages à émergence et pièges séparateurs

On peut utiliser des cages à émergence pour capturer des insectes volants qui émergent du sol, des débris, de l'eau ou des plantes basses, et qui sont d'ordinaire difficiles à capturer en bon nombre par d'autres moyens. La méthode consiste à recouvrir d'une cage fermée une certaine étendue de terre ou d'eau où se développent ces insectes. Une fois éclos, les insectes sont capturés ou aspirés hors de la cage ou pris au piège dans un récipient placé au haut de la cage.

La figure 28 montre une cage utilisée pour la capture des insectes volants adultes ayant des larves aquatiques. La cage est installée sur le lit d'un cours d'eau ou d'un lac où se trouvent les larves de ces insectes et ceux-ci sont récoltés à mesure qu'ils éclosent. La capture des insectes vivant en eau profonde s'effectue au moyen d'un radeau percé d'une ouverture qui correspond à celle du fond de la cage.

La cage d'émergence exploite la tendance qu'ont les insectes ailés à monter en volant. On peut en modifier l'aspect sans problème, la forme habituelle étant une pyramide munie d'une ouverture au sommet. Le filet est confectionné avec de l'étamine, du treillis métallique, ou tout autre matériau approprié, de préférence de couleur sombre et relativement opaque. Ses dimensions doivent être assez grande pour couvrir une étendue suffisante de terre ou de végétation. Les insectes en montant passent par l'ouverture et sont recueillis dans un contenant. Une cage de ce genre est illustrée à la fig. 29.

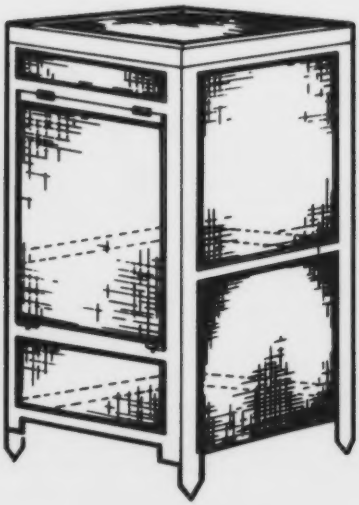

Fig. 28. Cage à mouches noires pouvant servir de cage à émergence pour insectes aquatiques.

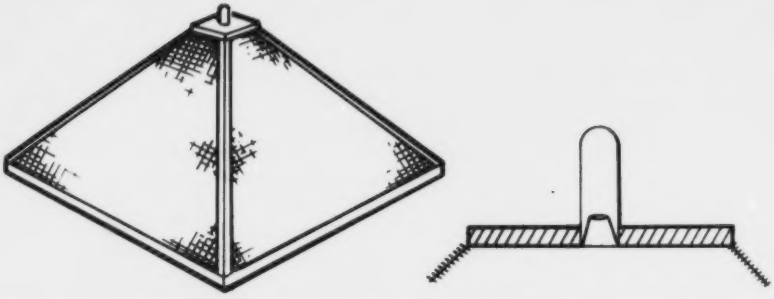

Fig. 29. Cage à émergence, de construction facile, avec détails du sommet muni d'un flacon de chasse.

Plus la cage à émergence recouvre une grande superficie, plus le nombre d'insectes capturés est susceptible d'être grand. Une cage dont la base fait un carré de 1 m de côté est de bonne grandeur, mais une taille plus grande est encore meilleure.

Habituellement, les insectes capturés les premiers jours proviennent du milieu environnant; il ne faut donc pas conclure hâtivement que tous proviennent de la superficie recouverte par la cage d'émergence.

Le piège séparateur ressemble à une cage à émergence: il repose aussi sur le principe qui veut que les insectes diurnes aient tendance à se diriger vers une source de lumière s'ils sont confinés dans un récipient sombre. Sa fonction principale consiste à séparer les insectes des détritus comme dans le cas des débris recueillis avec un filet fauchoir, mais il peut aussi servir de cage à émergence si l'on y place des touffes de végétaux entremêlés, du bois pourri, des branches mortes, des morceaux de tronc d'arbre ou d'autres matériaux où les insectes subissent leurs métamorphoses.

Le piège séparateur est une boîte de dimensions convenables, munie d'un couvercle hermétique. Une ouverture latérale près du couvercle peut recevoir un récipient (fig. 30). Une fois les débris placés dans la boîte, les insectes montent en direction de la lumière et s'entassent dans le tube.

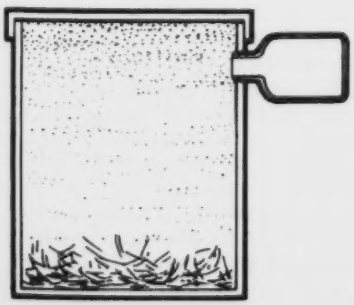

Fig. 30. Piège séparateur.

Une rampe, à l'intérieur de la boîte, qui va du fond du piège jusqu'au tube, permet aux insectes d'accéder plus facilement à ce dernier. Ne jamais laisser le piège séparateur exposé au soleil car la condensation ou la chaleur seront excessives. De plus, les insectes peuvent être endommagés s'il y a une trop grande accumulation de plantes, de sauterelles, d'araignées ou d'autres petits animaux dans le séparateur. Il ne faut pas oublier que certains insectes ne montent pas vers la lumière; on les récolte plus tard en triant les débris restés dans la boîte.

Les pièges séparateurs et les cages à émergence vont des caisses d'élevage les plus perfectionnées, dotées de dispositifs de réglage de la température et de l'humidité, à de simples sacs de papier ou à des récipients en carton de crème glacée, munis d'un flacon à une extrémité. Le genre de piège séparateur employé varie donc selon les besoins du collectionneur.

Chasse à vue

Cette méthode n'est pas utilisée aussi souvent qu'elle devrait l'être, peut-être parce qu'elle est moins efficace que d'autres méthodes. La chasse à vue et la capture à la main constituent cependant le meilleur moyen pour découvrir quelles espèces sont associées avec telle plante ou tel habitat en particulier, tout en permettant d'acquérir de précieuses données biologiques. Il ne faut pas trop se fier à la mémoire, mais prendre des notes sur place. La chasse à vue d'espèces particulières nécessite une bonne connaissance des sols, de la flore, de la structure des plantes et de leurs périodes de floraison et de fructification. Le meilleur chasseur est encore un bon naturaliste.

La chasse à vue est aussi la meilleure méthode pour capturer certains arthropodes dont les mœurs sont telles qu'il est difficile de les prendre autrement. Tel est le cas des insectes mineurs ou de ceux qui roulent les feuilles d'arbre (*voir* «Capture des mineuses», p. 49); des insectes et des acariens qui produisent des galles qui y logent, des arthropodes qui vivent parmi les racines des graminées et d'autres plantes, de ceux qui habitent les crevasses ou que l'on trouve sous l'écorce des arbres (*voir* «Écorçage», p. 45), des insectes qui sont presque immobiles ou fermement accrochés à certains objets, et des arthropodes que l'on trouve dans les laisses sur les plages ou dans les débris d'inondation. On récolte souvent ainsi des espèces très intéressantes ou particulièrement rares parce que cette méthode est assez peu répandue. Enfin, on peut même capturer à la main, par temps couvert surtout, des insectes qui, bien que capables de voler, restent posés sur les feuilles ou les pierres.

La chasse à la lanterne, la nuit ou au petit jour, est un excellent moyen de capturer les insectes nocturnes, surtout les Coléoptères. Les arbres morts ou mourants, les souches et le bois pourri, les champignons, les

plages, les berges des cours d'eau, les endroits humides tels que les sources et les lieux d'infiltration, et les dunes sont des endroits tout indiqués pour la chasse de nuit et au petit jour. On peut capturer à la main ou à l'aide de pinces souples des insectes vivant dans ces habitats. Un petit pinceau mouillé est aussi très utile pour prendre les insectes minuscules et les araignées. Cependant, le moyen le plus commode de récolter ces arthropodes est encore l'aspirateur ou le flacon récepteur.

Écorçage Cette méthode de capture est rarement employée. Cependant, elle est surtout efficace pour certaines espèces d'Hétéroptères et nombre de Coléoptères que l'on ne trouve que dans l'écorce ou en dessous de l'écorce des arbres. On en trouve beaucoup dans l'écorce d'arbres fraîchement abattus pour le bois à pâte ou le bois de construction, et celle des arbres morts encore sur pied. L'écorce des souches d'arbre abrite de nombreux insectes; leurs populations atteignent leur maximum lorsque l'écorce commence à se détacher de l'aubier. La plupart des insectes se trouvent immédiatement en dessous de l'écorce ou dans les galeries et les crevasses à l'intérieur même de celle-ci. Le meilleur moyen de les y déloger est de frapper chaque morceau d'écorce contre un objet dur jusqu'à ce que les insectes tombent. En utilisant une toile, on peut les ramasser facilement à la main ou utiliser un aspirateur; les récoltes sont ensuite placées dans des tubes.

Terriers de mammifères Un certain nombre d'insectes vivent dans les terriers ou dans les galeries creusées par divers mammifères. La meilleure façon de les capturer consiste à creuser jusqu'au terrier et d'en examiner la litière ainsi que le sol environnant car certaines espèces se tiennent dans le sol, sous le terrier ou aux alentours, mais non dans le terrier lui-même.

D'autres méthodes ont été imaginées pour des cas plus difficiles. Dans les endroits élevés par exemple et en terrain rocailleux là où les terriers sont souvent situés, on introduit dans le terrier une touffe de foin ou d'herbe sèche garnie d'un petit morceau de fromage odorant ou de viande faisandée; le tout est enveloppé d'un treillis métallique à mailles fines que l'on fixe à un long fil métallique résistant et qu'on enfonce profondément dans la galerie. Le rôle du fromage ou de la viande est d'attirer les insectes, tels les Coléoptères, qui par la suite s'entassent dans le foin. Au bout de quelques jours, il ne reste plus qu'à retirer le piège. L'inconvénient avec ce genre de piège, c'est que les mammifères le détruisent quelquefois. Cependant, comme on en pose d'ordinaire plus d'un à la fois, la méthode demeure très efficace.

Un autre cas particulier est celui des insectes qui quittent le terrier, pénètrent dans les galeries et viennent se rassembler autour de l'entrée. Pour les capturer, on enlève la terre à l'entrée et on en examine le contenu. Cette méthode est très appropriée, au printemps, pour la chasse dans les terriers des marmottes, des tamias, et des chiens de prairie.

Par contre quand les insectes vivent dans des abris construits hors terre (par exemple, huttes de castors, nids de rats musqués et de campagnols), ils sont faciles à capturer par le tamisage habituel. Le taraudage de la masse centrale des nids de rats musqués permet de les faire couler puis de capturer les Coléoptères qui montent à la surface.

Aspirateur

L'aspirateur est un appareil de succion simple dont on se sert pour prendre un nombre d'insectes et d'arachnides divers. Il existe plusieurs modèles d'aspirateur (fig. 31 à 33), mais le plus utilisé consiste en un tube en verre ou, de préférence, en plastique transparent, doté d'un bouchon en caoutchouc bien ajusté (fig. 31). Deux tubes passent à travers le bouchon. Un tuyau en caoutchouc est fixé à l'extrémité extérieure de l'un d'eux. L'extrémité inférieure de ce tuyau est recouverte d'une fine toile ou d'un treillis afin d'empêcher les insectes d'y pénétrer. La succion s'effectue à l'aide de la bouche, d'une poire en caoutchouc, ou même d'un sèche-cheveux ou d'aspirateurs ménagers modifiés. Le second tube (fig. 32) est ouvert aux deux extrémités et pénètre dans le tube-réservoir.

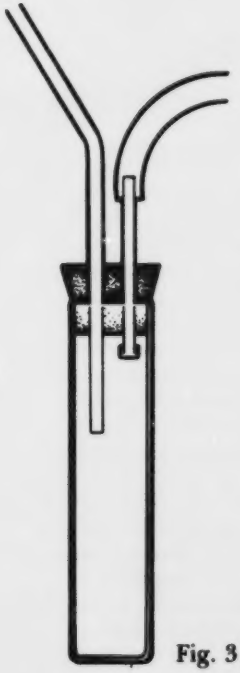

Fig. 31. Aspirateur.

Fig. 32. Aspirateur.

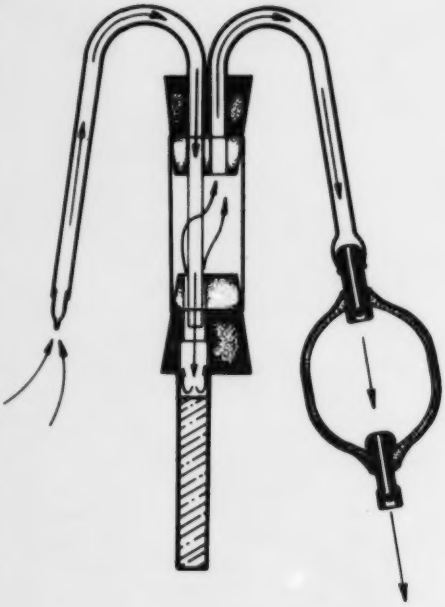

Fig. 33. Aspirateur.

On utilise l'aspirateur en plaçant le tube d'entrée près d'un insecte ou d'un arachnide et en exerçant une succion énergique; c'est le vide partiel créé dans le tube-réservoir qui entraîne les arthropodes à travers le tube d'entrée. Si on aspire par la bouche, il faut éviter tout contact avec les arthropodes parasites ou pathogènes. Même les filtres de l'aspirateur n'écartent pas tout à fait ce danger, aussi est-il préférable d'utiliser une poire en caoutchouc pour capturer les ectoparasites et les arthropodes terrestres.

Le modèle Singer, type d'aspirateur doté d'une poire à succion, est fortement recommandé dans les cas des acariens, des petits insectes et des araignées, qui vivent sur les plantes car il permet de les capturer et de les conserver sans avoir à les manipuler. De plus, les récoltes s'effectuent rapidement et les spécimens ne risquent pas d'être mélangés. Dans ce modèle, les tubes d'entrée et d'aspiration sont en vinyle transparent et flexible, d'un diamètre intérieur de 4 mm et d'une longueur qui varie selon les besoins. Le tube d'entrée se termine par un embout interchangeable, fait d'un court tube en verre, étiré à l'une des extrémités de manière à présenter une ouverture de la grandeur voulue. Deux ouvertures de dimensions différentes, de 1,5 et de 3 mm de diamètre chacune, sont utiles pour la cueillette en général. Les deux bouchons sont en caoutchouc et de grandeur n°2; le premier bouchon est percé de deux trous pour la fixation des tubes d'entrée et d'aspiration; le second bouchon n'a qu'un trou dont le diamètre intérieur est plus petit que le

diamètre extérieur (fig. 33). Dans sa partie la plus étroite, ce trou doit avoir comme diamètre 1 mm de plus que le diamètre extérieur du tube d'entrée pour permettre la libre circulation de l'air dans l'appareil. La partie la plus grande de ce même trou doit mesurer 1 mm de moins que le diamètre extérieur du tube, de manière à pouvoir l'assujettir solidement quand on s'en sert. Le tube-réservoir est fait de métal, de verre incassable ou de plastique transparent, et son diamètre intérieur, de 18 mm, doit être nécessairement plus petit que le diamètre du bouchon de caoutchouc. Habituellement, les flacons de récolte sont faits de verre et mesurent 8 ou 9 cm de longueur avec un diamètre intérieur de 6 mm. Il faut que la concentration de l'alcool soit d'au moins 90% car à des concentrations plus faibles la tension superficielle risque de retenir les spécimens. On utilise des cure-pipes pour nettoyer l'aspirateur ou lorsqu'il y a condensation dans le tube d'entrée ou dans le tube-réservoir. Cette condensation est fréquente à l'intérieur de l'aspirateur. L'addition d'un morceau de papier buvard sec devrait prévenir cet inconvénient.

Le bouchon doit être bien ajusté, autrement, de petits insectes pourraient s'introduire en rampant entre le bouchon et la paroi du récipient et y être broyés. Il ne faut pas mettre de poison dans l'aspirateur au moment de s'en servir car tout d'abord ce serait inefficace puisque les vapeurs seraient aspirées et puis ce serait dangereux car l'utilisateur risque d'inhaler des vapeurs toxiques. Le mieux est de tuer les insectes en vidant le contenu de l'aspirateur dans un autre récipient contenant du poison (*voir* p. 80).

Le flacon de récolte (fig. 34) est, en réalité, un aspirateur dont on a éliminé la capacité de succion. Il consiste en un pot ou un récipient de grandeur appropriée, fermé par un bouchon en caoutchouc à travers lequel passe un tube de verre. Ce tube descend dans le flacon afin d'empêcher les insectes de s'échapper ou de tomber hors du pot s'il était renversé par accident. Quand on l'utilise, on saisit les insectes à la main ou à l'aide de pinces et on les laisse tomber dans le tube. On peut remplacer le tube en verre par un tube en plastique mince dont l'extrémité supérieure a été taillée en diagonale afin de s'en servir comme d'une petite cuillère (fig. 35) pour récolter les insectes. Le principal avantage du flacon de récolte par rapport à l'aspirateur est qu'il permet d'utiliser du poison sans risques; il ne s'agit en fait que d'un récipient de poison muni d'un bouchon et d'un tube.

Fig. 34. Bocal utilisé comme flacon de chasse.

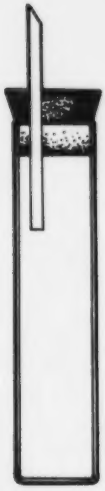

Fig. 35. Tube de récolte.

Capture des mineuses

Plusieurs espèces de larves de Lépidoptères, de Diptères, d'Hyménoptères et de Coléoptères se nourrissent de l'intérieur des feuilles, des aiguilles, des pétioles et de la cuticule des plantes; on les appelle communément des mineuses. La plupart de ces insectes sont petits ou même microscopiques, ce qui les distinguent des insectes fouisseurs et perceurs décrits dans le chapitre suivant. Les mineuses attaquent à peu près n'importe quelle espèce de plante. Quand on les récolte, on doit aussi prendre plusieurs échantillons de la plante-hôte pour son éventuelle identification.

D'ordinaire les insectes mineurs sont trouvés à l'état de larves et de nymphes qu'il faut élever pour obtenir les adultes. L'élevage se fait dans des pots de 227 mL à couvercle à vis ou dans des récipients semblables. On sépare le feuillage dans plusieurs pots pour éviter l'entassement des insectes ou la perte de toute une récolte. On conseille aussi d'aplatir les feuilles rongées par les mineuses et de les étaler dans un album. Plus tard, lorsque les adultes seront éclos et auront été identifiés, on pourra associer leur nom à celui de la plante-hôte.

La plupart des collectionneurs ne s'intéressent qu'à un seul ordre d'insectes et, avec l'expérience, il est possible de distinguer les divers ordres soit d'après le genre de dommages causés aux feuilles ou soit par les mœurs des larves qui y vivent. Même si ces caractéristiques varient à l'intérieur d'un même ordre ou d'un même groupe, les renseignements suivants devraient être utiles pour leur identification. Les mines dépourvues d'excréments ou abandonnées, les insectes étant allés vivre ailleurs, appartiennent aux Lépidoptères; les galeries faites de sillons

d'alimentation primaires et secondaires ou dont les excréments sont disposés alternativement le long d'une mine linéaire appartiennent aux Diptères; en outre, les excréments des larves de Diptères semblent souvent liquides. Les excréments des Hyménoptères sont d'habitude éparpillés ici et là dans la mine. Les galeries de Coléoptères se reconnaissent souvent par la sécrétion luisante recouvrant le ou les œufs déposés à l'entrée.

Récolte des arthropodes dans les détritus

Nombreux sont les petits arthropodes vivant dans l'humus, les végétaux morts et en décomposition, les détritus qui jonchent les grèves, les débris abandonnés par les eaux, les nids d'oiseaux et les terriers de mammifères, ainsi que dans d'autres déchets de ce genre. Sauf pour les espèces qui peuvent voler et être capturés avec des cages à émergence ou un piège séparateur, ces petits arthropodes ne peuvent que rarement être recueillis par les méthodes déjà décrites. On peut toutefois les attraper à la main ou encore les forcer à abandonner leur milieu de vie en le rendant impropre à la survivance.

Appareil de Berlese Depuis sa conception par Antonio Berlese au début du siècle, l'appareil modifié qui porte son nom est devenu l'instrument le plus pratique pour recueillir les petits arthropodes du sol et des tas de feuilles mortes. On l'emploie aussi avec profit pour extraire les insectes de nombreux autres habitats comme les écorces d'arbres, le bois en décomposition, les champignons arboricoles, les mousses, les fleurs, certaines parties des végétaux supérieurs, les produits alimentaires entreposés, le fumier, les animaux fraîchement tués, les nids d'oiseaux, ou d'insectes sociaux, et les terriers de mammifères. Même si l'appareil de Berlese est spécialement utilisé pour la cueillette des acariens et des Collemboles, il est également efficace pour les Isopodes, les araignées, les faucheux, les pseudoscorpions, les Myriapodes, les Protoures, les Diploures, les Thysanoures, les Psocoptères, les Siphonaptères ainsi que les sortes de Thysanoptères, d'Hémiptères, de Coléoptères, de Diptères et d'Hyménoptères aptères ou terricoles. Les récoltes de larves d'insectes holométaboles peuvent être bonnes si les larves sont capables de se déplacer, comme c'est le cas des Coléoptères pourvus de pattes, et de certains Diptères et Siphonaptères apodes (sans pattes).

Les principaux éléments constituants de l'appareil de Berlese (fig. 36) sont: premièrement, le tamis qui est constitué d'un treillis métallique à sa partie inférieure; deuxièmement, l'entonnoir de métal ou de plastique qui supporte le tamis; troisièmement, la grille ou l'écran en bois ou en métal placé dans l'entonnoir, sous le tamis, afin de recueillir les parcelles de détritus qui s'échappent de l'échantillon; quatrièmement, le bocal récepteur fixé à l'extrémité étroite de l'entonnoir et contenant un liquide pour la conservation des arthropodes; cinquièmement, le couvercle, situé

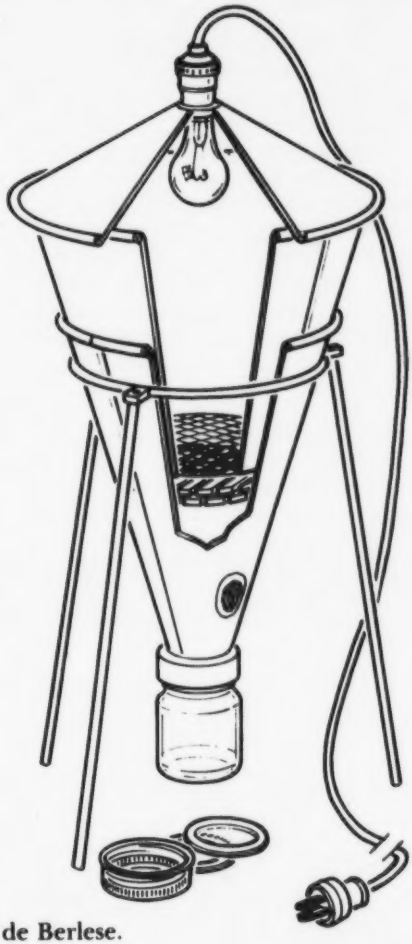

Fig. 36. Appareil de Berlese.

au-dessus de l'entonnoir et abritant une ampoule électrique, ou un élément chauffant ou un produit chimique volatil qui accélère l'extraction des arthropodes par la dessiccation des détritus ou bien en stimulant leur répulsion pour la lumière, la chaleur ou une substance particulière; sixièmement, un support qui assure la stabilité de l'appareil.

Lorsqu'on se sert de l'appareil de Berlese, on étend directement l'échantillon sur la grille ou on l'enveloppe d'une ou deux couches de gaze ou d'étamine; on le place ensuite sur le tamis de l'appareil. À sa partie supérieure, on installe une source de chaleur (ampoule incandescente, résistance électrique ou contenant d'eau chaude) ou un produit chimique

répulsif (mélange de naphtaline et de paradichlorobenzène ou chloropicrine). Les arthropodes réagissent à la chaleur ou au produit répulsif en descendant pour s'en éloigner et s'enfoncent ainsi dans le tamis. Ils passent par les mailles du treillis, tombent au fond de l'entonnoir et sont recueillis dans un petit bocal dont le couvercle se visse ou dans un sac de plastique rigide que l'on peut sceller. Pour éviter que des quantités excessives de détritus ne soient entraînées au fond de l'entonnoir par l'activité des insectes, on interpose une grille ou un écran (fig. 37) entre le tamis et le bocal récepteur. L'expérience révèle que ces dispositifs d'interception permettent d'obtenir des récoltes plus propres ce qui facilite grandement le tri final et le montage des spécimens. On doit toutefois veiller à ce que ces barrières n'empêchent pas les arthropodes de descendre au fond de l'appareil.

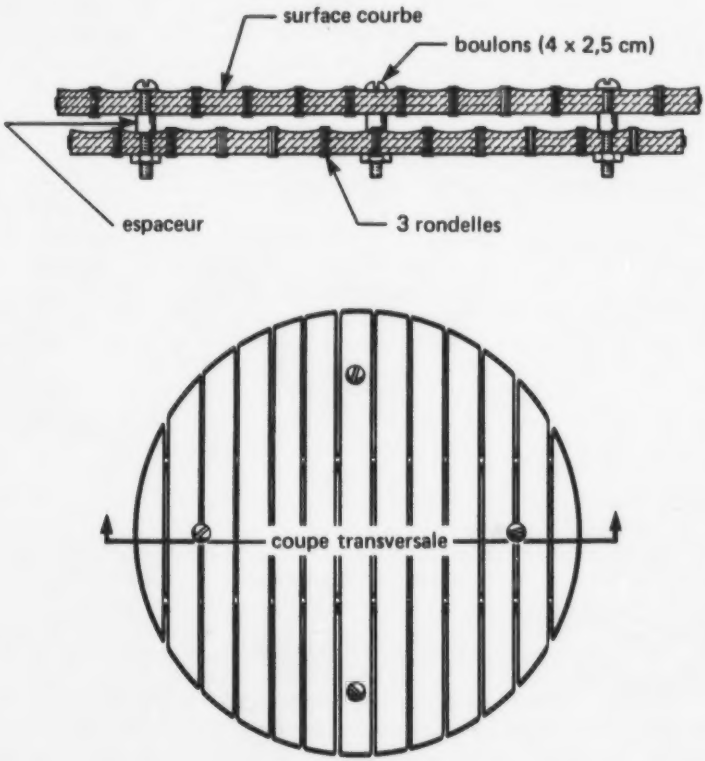

Fig. 37. Modèle d'écran en bois.

L'appareil muni d'une ampoule électrique est le type que l'on rencontre le plus souvent. Son fonctionnement repose sur le fait que la plupart des arthropodes logés dans les échantillons préfèrent vivre dans l'obscurité et l'humidité, fuyant instinctivement la lumière ou autre source de chaleur. Le choix de la puissance de l'ampoule dépend de la forme de l'appareil, de sa taille et du degré d'humidité de l'échantillon. Une ampoule de plus de 100 W pourrait faire périr rapidement nombre de petits arthropodes lents ou aux téguments peu sclérifiés, tandis que l'ampoule de moins de 40 W prend trop de temps à séparer les arthropodes. En général, le fait de placer des échantillons de 4,5 à 9 L dans un appareil de dimensions modérées, soit de 30 à 38 cm de diamètre, et pourvu d'une ampoule de 60 ou 100 W, donne de bons résultats en l'espace de 2 jours environ. De plus, des échantillons de cette taille permettent même d'obtenir des sujets d'espèces rares.

Un couvercle ou un chapeau surmontant l'ampoule et le tamis de l'appareil est pratique à plusieurs égards: la chaleur dégagée et l'indice d'assèchement sont plus élevés, et les insectes qui sont capables de sauter ou de voler pour sortir de l'échantillon ne peuvent le faire. En outre, les insectes nocturnes, qui, en plus de porter des acariens, pourraient être attirés par la lumière ou l'odeur dégagée, s'introduire dans l'échantillon et contaminer la récolte, sont éliminés par le fait même. Enfin, les appareils utilisés à l'extérieur sont protégés de la pluie et des objets de toutes sortes qui pourraient y tomber.

Souvent des arthropodes aptères peuvent se hisser le long des pieds ou des parois de l'appareil et s'y introduire. La conception de nombreux appareils ne tient pas compte de ces problèmes puisqu'ils sont surtout utilisés dans les laboratoires. Cependant, un couvercle et des parties s'emboîtant exactement les unes dans les autres, ainsi qu'un filet à mailles serrées placé à l'entrée de l'appareil, réduisent considérablement les problèmes posés par l'utilisation de l'appareil en plein air. À défaut de couvercle, on fixe, à l'ouverture de l'appareil, une ou deux couches de gaze ou d'un autre matériel à mailles, ce qui aura pour effet d'empêcher les insectes d'entrer ou de s'échapper. Le filet ou la gaze protège en outre les échantillons du vent lorsque l'appareil est employé à l'extérieur.

Si on ne dispose pas d'électricité, de source de chaleur ou de lumière, on utilise un produit chimique répulsif que l'on place dans une partie accessoire de l'appareil. Pour ce faire, on fixe un panier peu profond fait de treillis métallique à mailles fines (1 ou 2 mailles/mm) à la partie supérieure du tamis juste sous le couvercle. On y étend quelques poignées d'un mélange de cristaux de naphtaline et de paradichlorobenzène ou bien on utilise un chiffon imbibé de quelques gouttes de chloropicrine. La chloropicrine, mieux connue sous le nom de gaz lacrymogène, offre l'avantage d'agir en petites quantités et rapidement, isolant la plupart des arthropodes en l'espace de 2 h lorsque les conditions atmosphériques s'y prêtent. Elle a cependant l'inconvénient d'irriter la peau et les muqueuses si l'on en fait un usage abusif. Par contre, la naphtaline est plus facile

d'emploi et donne des résultats relativement rapides en l'espace de 6 à 12 h. Il est important de se rappeler qu'en l'absence d'une source de chaleur, l'effet d'un produit chimique répulsif sur l'activité des arthropodes dépend principalement des conditions atmosphériques du milieu environnant. D'habitude, les produits chimiques répulsifs produisent de bons résultats à l'extérieur, par temps doux ou chaud. Les résultats sont plus médiocres s'il fait frais ou froid, comme pendant la nuit dans les régions montagneuses. En outre, si l'on veut obtenir des résultats rapides, tout en se passant d'électricité, les produits chimiques répulsifs offrent encore d'autres avantages. D'abord, les arthropodes ne meurent pas suite à une chaleur excessive ou une dessiccation trop rapide, comme c'est le cas quand on traite des sols minéraux lourds qui sèchent en formant une masse compacte; deuxièmement, les arthropodes sont séparés presque aussi rapidement, qu'il s'agisse d'échantillons humides ou d'échantillons secs et le produit d'extraction est généralement plus propre car les arthropodes y sont actifs moins longtemps et les inconvénients reliés à la dessiccation de l'humus ou de la terre sont diminués.

Il n'est pas recommandé d'employer des produits chimiques répulsifs en même temps qu'une source de chaleur. S'abstenir aussi d'appliquer ces produits chimiques à la surface de l'échantillon, ce qui pourrait faire mourir les arthropodes à leur contact et modifier les concentrations des vapeurs du produit chimique qui normalement doivent décroître régulièrement de haut en bas.

Un porte-échantillon distinct, ou trémie, peut être ajouté à l'appareil d'extraction (fig. 38). Les côtés de la trémie doivent avoir la même inclinaison que l'entonnoir pour permettre un emboîtement aussi juste que possible des deux parties; de plus, il est possible d'empiler les pièces semblables provenant de plusieurs appareils, ce qui facilite le transport ou l'utilisation. Bien que la trémie ne soit pas absolument nécessaire et qu'elle alourdisse et complique l'appareil, elle assure une récolte plus propre et plus rapide. La trémie peut être enlevée facilement, au début du processus d'extraction, pour la nettoyer des saletés tombées sur la grille. Par la suite, on peut accélérer l'extraction en répétant deux ou trois fois les opérations suivantes: enlever la trémie, retirer les couches supérieures sèches, enfin retourner et secouer l'échantillon avant de remettre la trémie en place dans l'entonnoir, au-dessus de la grille. Il y a aussi une ouverture additionnelle, appelée «ouverture de Haarlov», qui est un espace d'aération situé entre la partie inférieure du tamis et l'entonnoir qui accélère aussi la dessiccation à l'intérieur de l'entonnoir.

Pour des travaux qualitatifs, les appareils de Berlese simples font en général l'affaire. Pour des études quantitatives, on a mis au point des modèles modifiés comme l'appareil avec contrôle automatique complet des conditions ambiantes intérieures, l'appareil à aération contrôlée, l'extracteur à double paroi permettant l'ouverture rapide de l'entonnoir sans déranger l'échantillon traité et l'extracteur en forme de bol. Ces modèles plus compliqués ne sont pas décrits ici, car on ne les utilise pas sur le

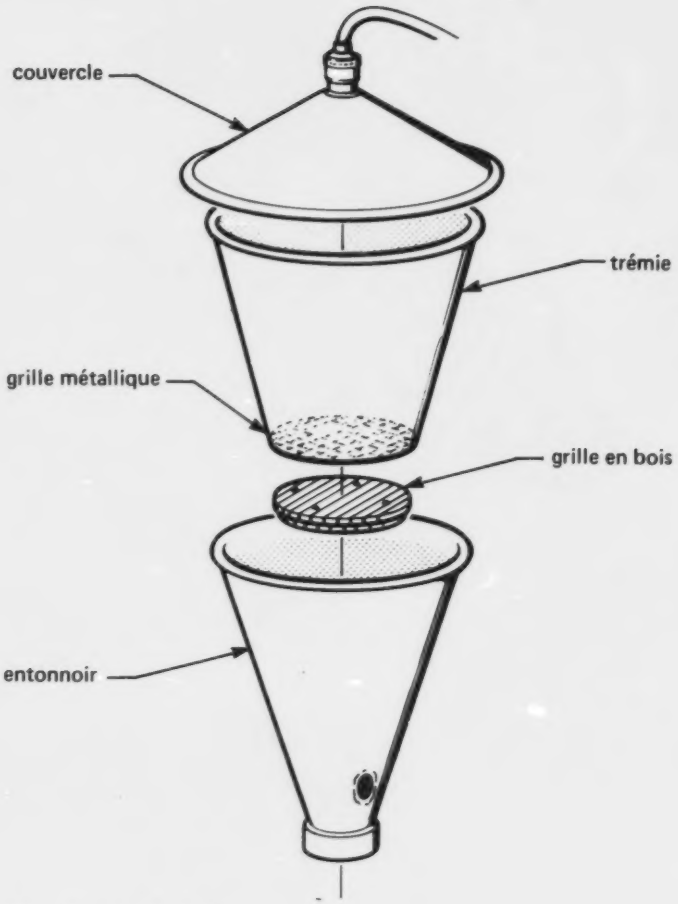

Fig. 38. Porte-échantillon.

terrain ou en expéditions. Cependant, pour que l'appareil soit efficace, on doit porter attention aux ouvertures d'aération lors de sa construction. L'air peut pénétrer dans l'appareil par quatre endroits: au bord du couvercle, entre la partie inférieure du porte-échantillon et l'entonnoir, au sommet du couvercle s'il est muni d'une sortie pour la buée, et au fond ou près du fond de l'entonnoir.

Lorsqu'on utilise l'appareil de Berlese, il est recommandé de retourner l'échantillon à traiter au moment de le placer dans le porte-échantillon. De cette façon, les couches supérieures de l'échantillon, qui renferment souvent le plus grand nombre et la plus grande variété d'arthropodes, se trouvent orientées vers le fond de l'appareil, ce qui

permet aux insectes de parcourir une distance plus courte et de se dégager plus rapidement. Il est primordial que les entonnoirs soient faciles à transporter lors des déplacements ou des expéditions. Les entonnoirs pliants faits de toile sont parfois utilisés (fig. 39), mais certains arthropodes y adhèrent et meurent collés à la surface rugueuse de la toile. Des entonnoirs de plastique sont utilisés à l'occasion, mais ils sont délicats et d'entretien difficile. En outre, ces entonnoirs pliables ne tiennent pas debout facilement. On peut utiliser de simples entonnoirs en plastique, pliables, de 20 cm de diamètre, qu'on peut fabriquer en série. Les entonnoirs plus gros (30 cm) sont meilleurs, mais plus chers. Les autres parties qui s'ajoutent à l'entonnoir de plastique pour former l'appareil d'extraction sont illustrées à la figure 38.

Les supports des appareils peuvent être pliants comme le grand support circulaire à trois pieds (fig. 40). On a conçu un appareil d'extraction portatif entièrement démontable que l'on peut convertir en une mallette en bois de 25 × 28 × 13 cm. L'entonnoir a quatre côtés et est pourvu de pieds et de deux couvercles dont l'un est chauffé à l'électricité et l'autre, comme un bain-marie, l'est au moyen d'une petite lampe à alcool. Des appareils portatifs très légers peuvent être fabriqués à partir de papier d'aluminium résistant qu'on peut aplatir quand on ne s'en sert pas.

Les petits arthropodes que l'on veut conserver peuvent être recueillis en mettant de l'alcool éthylique de 70 à 80% dans le bocal à l'extrémité inférieure de l'entonnoir. L'addition d'environ 5% de glycérine par volume à l'alcool contribue à prévenir la dessiccation des spécimens en cas d'évaporation de l'alcool. La façon la plus simple de recueillir les arthropodes vivants en se servant d'un appareil d'extraction consiste à remplacer le produit de conservation par une serviette de papier humide chiffonnée au fond du bocal récepteur. On fournit ainsi aux arthropodes l'humidité et l'abri nécessaires qui réduisent le taux de mortalité causé par la dessiccation et l'action des prédateurs.

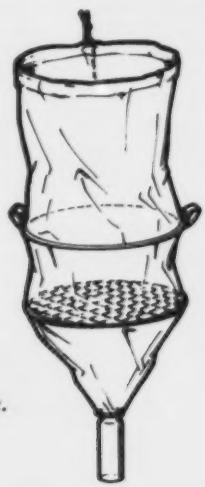

Fig. 39. Appareil de Berlese en toile, pliable.

Fig. 40. Appareils de Berlese sur leur support à trois pieds, en cours d'utilisation sur le terrain.

Les échantillons à traiter se transportent dans des sacs ou des poches qui peuvent contenir de 14 à 28 dm^3 de matériaux. Les sacs en polyéthylène conviennent aux échantillons extrêmement humides qu'on ne désire conserver que quelques heures. Dans les autres cas, il est préférable d'utiliser une poche en papier fort ou en tissu, car la circulation d'air élimine les risques de condensation ou de suintement sur les parois internes de la poche. Les sacs en tissu sont les plus solides, les plus résistants à l'humidité et donc réutilisables. Certains échantillons, surtout les échantillons d'humus et de terre, se gardent en sacs pendant une semaine sans effets nocifs notables. Certains entomologistes ont l'habitude de faire sécher les échantillons plusieurs jours avant de les placer dans un appareil d'extraction ce qui diminue de moitié le temps nécessaire à leur traitement. Les échantillons de terre gardés au froid peuvent se conserver deux semaines sans problème; des échantillons d'habitats divers peuvent donc être recueillis sur le terrain, transportés ou expédiés au

laboratoire et être traités dans des appareils de Berlese au moment voulu. Les données écologiques relatives à chaque échantillon doivent être écrites au crayon gras sur une étiquette attachée au sac ou placée dans celui-ci.

L'immersion peut avantageusement remplacer l'appareil de Berlese pour extraire les arthropodes du sol, des tapis de verdure ou d'habitats semblables, surtout si l'on n'est pas certain que cette première méthode sera efficace. Les avantages et inconvénients des méthodes d'extraction par immersion sont décrits plus loin sous le titre «Récolte et extraction des arthropodes perceurs et fouisseurs», p. 60.

Tamis et photoéclecteur Le tamis (fig. 41) est l'un des instruments les plus efficaces pour la récolte systématique de nombreux groupes de minuscules arthropodes, comme les Coléoptères, vivant dans des débris

Fig. 41. Utilisation du tamis (*à gauche*) et prélèvement de l'échantillon (*à droite*).

de toutes sortes. Le tamis sert principalement à séparer les gros débris du reste de l'échantillon et à concentrer les arthropodes dans les matières fines. Le tamis est constitué de deux cercles de métal solide d'environ 30 cm de diamètre, chacun pourvu d'une poignée. L'un des cercles est soudé à un crible métallique circulaire à mailles de 8 mm, d'environ 30 cm de diamètre également. Une des extrémités du sac cylindrique, fait de toile résistante d'une longueur de 1,2 à 1,4 m, est cousue au cerceau de l'ouverture. Le cerceau soudé au crible est cousu à la toile du cylindre, à environ 30 cm plus bas. Quant au bas du sac, il va en se rétrécissant jusqu'à son extrémité inférieure. Avant chaque usage, cette dernière est nouée au moyen d'un lacet de cuir robuste. Les poignées sont placées de telle sorte que la poignée inférieure fasse un angle d'environ 90° à droite de la poignée supérieure. Les entomologistes gauchers peuvent inverser la position. Des cribles supplémentaires à mailles plus serrées sont utilisés pour obtenir des résidus plus fins. Les tamis à mailles de 5 ou 6 mm sont les plus pratiques pour traiter la plupart des échantillons. Pour tamiser des débris grossiers, on procède de la façon suivante: premièrement, placer un crible à mailles fines par-dessus le crible cousu à la toile du tamis; deuxièmement, ajouter dans le tamis les matériaux à tamiser; enfin, secouer avec énergie, dans un mouvement de va-et-vient, en remuant légèrement de haut en bas, pour faire passer les insectes à travers les mailles du crible. Les gros débris demeurés dans le tamis sont retirés à la main. L'extrémité inférieure du sac étant nouée, on peut y accumuler successivement plusieurs échantillons provenant d'un même habitat.

Le tamis s'emploie aussi bien pour les échantillons humides ou secs, mais il faut prendre soin d'éliminer le surplus d'eau présent dans les échantillons humides comme la sphaigne, les feuilles mouillées ou les algues, et ne pas oublier d'étendre les débris dans le tamis. Le tri des insectes s'effectue soit sur le terrain, soit au laboratoire; si nécessaire, les échantillons sont conservés et transportés dans des sacs en tissu plutôt que dans des sacs en plastique. Quand l'extraction est faite sur le terrain, on utilise une toile de plastique blanche résistante d'environ 1,2 × 1,5 m. La toile est étendue sur le sol, à plat, et plusieurs poignées de détritus tamisés y sont répandues de façon égale. Les insectes sont capturés au moyen de pinces souples ou de l'aspirateur. Par temps frais, on étend la toile au soleil pour stimuler les insectes, mais par temps chaud, on travaille à l'ombre pour éviter de les agiter.

Un moyen rapide et efficace de recueillir les insectes à la main consiste à placer l'échantillon dans un grand récipient métallique que l'on chauffe à faible température sur un poêle ou sur une plaque chauffante. À mesure que la température s'élève, les insectes s'agitent et viennent à la surface où ils peuvent être recueillis au moyen de pinces souples ou d'un aspirateur. La méthode d'extraction des insectes la plus efficace consiste à utiliser un appareil de Berlese (fig. 36) ou un photoéclecteur (fig. 42).

La structure de base du photoéclecteur de la figure 42 est constituée d'un cadre métallique d'environ 46 cm de hauteur, 46 cm de largeur et

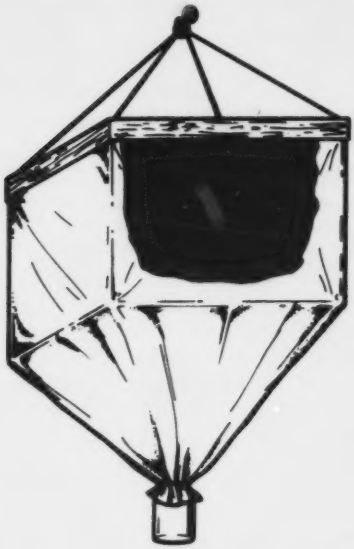

Fig. 42. Photoéclecteur.

41 cm de profondeur, recouvert d'une étoffe ou de coutil résistant, de couleur foncée. L'extrémité supérieure est fermée par un couvercle hermétique ou par une pièce de tissu s'allongeant hors du cadre métallique et pouvant être nouée solidement. La partie inférieure de l'appareil se rétrécit jusqu'à former une petite fente maintenue ouverte par un anneau cousu dans le tissu et sur lequel s'adapte un bocal à large goulot. Dans ce type d'appareil, les paniers qui reçoivent les échantillons sont en treillis métallique solide, à mailles de 5 à 6 mm et sont suspendus à des crochets fixés au sommet du cadre. Les matériaux préalablement tamisés sèchent lentement et se trouvent donc retenus dans la partie supérieure de l'appareil, laquelle est la plus obscure. Les insectes sont attirés par la lumière et l'humidité plus intense provenant du fond de l'appareil où est fixé le bocal à large goulot muni d'un chiffon humecté. Le contenu du bocal doit être vérifié au moins une fois par jour de même qu'il faut maintenir l'étoffe constamment humectée. Les photoéclecteurs fonctionnent moins rapidement que les appareils de Berlese puisque la durée du processus d'extraction est d'au moins 2 semaines. Toutefois, les insectes peuvent être recueillis vivants puis tués de la manière habituelle ce qui, par ailleurs, facilite davantage leur montage ultérieur. Le photoéclecteur permet, en outre, la maturation des nymphes et des larves de dernier âge, qui une fois métamorphosées peuvent être récoltées à l'état adulte.

Récolte et extraction des arthropodes perceurs et fouisseurs

Nombre d'insectes, qui à l'état larvaire sont terricoles, vivent parmi les racines des végétaux, percent ou minent les tiges, les racines, les feuilles, les graines ou les fleurs, vivent par contre librement à l'état adulte

et peuvent donc être recueillis selon les procédés déjà décrits. On doit toutefois recourir à des techniques spéciales pour récolter les insectes qui en sont aux premières phases de leur développement ainsi que les espèces dont les sujets adultes ne sont pas immobiles.

Les insectes, les acariens et autres arthropodes peuvent aussi être séparés du sol ou d'une masse végétale par immersion. On n'a qu'à égrener les matériaux dans un récipient rempli d'eau en agitant doucement, forçant ainsi les insectes à remonter à la surface où ils peuvent être capturés avec un tamis ou un papier filtre. Un sac de toile imperméable (fig. 43), en plus d'être pliable et pratique pour le transport, se révèle très utile à cette fin. Les arthropodes sortent plus facilement et plus rapidement des détritus si ceux-ci sont immergés dans une solution de sulfate de magnésium, une partie de ce produit pour trois parties d'eau, ou dans une solution sucrée, un kilo de sucre blanc dans 4,5 L d'eau, que s'ils baignaient simplement dans l'eau. Une solution d'eau sucrée est moins dommageable aux arthropodes que les autres solutions. On a apporté des modifications plus complexes à la méthode d'extraction par immersion. On utilise un mélange de benzol et d'eau pour extraire les arthropodes des matières végétales; les arthropodes dont la cuticule est non mouillable peuvent être «flottés» s'ils adhèrent à des particules flottantes dont la surface est recouverte d'une pellicule de graisse comme la lanoline ou encore en dispersant cette masse flottante par des moyens chimiques.

Fig. 43. Sac de toile imperméable.

Les méthodes d'extraction par immersion permettent d'obtenir de meilleurs résultats qu'avec l'appareil de Berlese, car ces résultats ne dépendent pas de la réaction ou de la mobilité des arthropodes à la suite d'un stimulus donné causé par la dessiccation ou la répulsion. Grâce à ces méthodes, on peut récolter les insectes à différents stades de leur évolution: œufs, nymphes et autres stades inactifs de la vie des insectes. Cependant, ces méthodes sont laborieuses, les opérations mécaniques de lavage et de tamisage peuvent endommager les spécimens fragiles et, en outre, elles ne permettent pas de recueillir les sujets vivants pour en faire l'élevage. De plus, les arthropodes alourdis par beaucoup de matières organiques ne peuvent être isolés facilement et risquent d'être rejetés avec

les débris. Toujours grâce au principe d'immersion, on peut faire sortir les insectes de leur cachette en arrosant le sol du bord des lacs et des cours d'eau. De même, on peut forcer les arthropodes à quitter la végétation qui les abrite et les amener à la surface en plongeant cette végétation dans l'eau. Il suffit, par exemple, quand on récolte dans un marais, d'enfoncer sous l'eau avec le pied une masse de végétation ou de remuer énergiquement la boue pour faire sortir les insectes qui s'y trouvent.

Une truelle de jardinier est bien pratique pour extraire les insectes du sable ou de la terre meuble, et un marteau de maçon ou un piochon géologique s'emploie pour défoncer un sol dur ou pour soulever des roches. Il existe une façon d'étudier *in situ* plusieurs arthropodes; elle consiste à soumettre à une congélation rapide des carottes de sol, aussitôt après leur prélèvement. Plus tard, ces carottes sont dégelées dans des vapeurs de formol, puis plongées dans de l'agar et fractionnées quand ce dernier s'est solidifié. De cette manière, les arthropodes sont conservés dans leur apparence naturelle; il est donc facile de les observer, de les compter, d'étudier leurs mœurs et leurs communautés.

La plupart des insectes perceurs et fouisseurs ne s'attrappent habituellement qu'avec beaucoup de peine. On se sert d'un couteau bien aiguisé pour extaire les insectes ou pour sectionner les branches et les tiges, d'une hachette pour fendre les souches et les bûches en état de décomposition, d'une machette, d'une pince-monseigneur ou d'une pelle-bêche pour arracher les écorces ou entamer le bois. De nombreux acariens peuvent être découverts dans les galeries pratiquées par les insectes mineurs de l'écorce ou du bois. Il est avantageux d'utiliser l'appareil de Berlese pour l'extraction des arthropodes vivant dans les morceaux d'écorce tombés sur le sol, le bois fendu, les bûches en décomposition, des sols organiques légers ou les masses de végétation. Cette méthode d'extraction a été expliquée en détail dans la section précédente, sous le titre «Récolte des arthropodes dans les détritus», p. 50.

Récolte des insectes et des acariens aquatiques

La récolte des insectes aquatiques ressemble à la récolte des insectes terrestres car dans les deux cas on se sert d'un filet; la seule différence est que le filet est un peu modifié pour tenir compte de la plus grande résistance de l'eau.

Les cercles des filets décrits antérieurement (p. 12) peuvent être utilisés pour confectionner des filets à insectes aquatiques; cependant, on obtiendra de meilleurs résultats si on leur apporte quelques modifications. Il importe d'employer un filet peu résistant à l'eau. La capture des insectes de taille moyenne ou grande nécessite un filet à mailles juste assez grandes pour retenir ces insectes. Les insectes plus petits se prennent avec un filet à mailles plus fines et de diamètre plus petit. À cet égard, on a

avantage à utiliser un filet dont le cercle a 20 cm de diamètre plutôt qu'un filet usuel de 38 cm. La plupart des insectes aquatiques n'ayant pas tendance à fuir hors du filet, il n'est pas nécessaire que la poche soit profonde. Celle-ci peut, en effet, avoir une profondeur inférieure au diamètre du cercle. Le fond de la poche doit être tronqué ou très arrondi, sinon une quantité considérable de détritus pourrait s'y accumuler. Si le cercle est fixé au manche par un manchon métallique coulissant (p. 12), les 5 ou 6 derniers centimètres du manche doivent être revêtus de métal ou enduits de cire pour empêcher l'eau de faire gonfler le bois, ce qui rendrait le déplacement du manchon difficile ou impossible. La longueur du manche du filet dépend de l'utilisation qui en est faite. Un manche de 1 à 2 m de long convient à la récolte de la plupart des insectes aquatiques. Un canevas résistant ou les tissus utilisés pour les filets à papillons conviennent à la confection des troubleaux ordinaires. L'étamine de soie peut servir comme filet à plancton (fig. 44); celui-ci est pourvu, à sa partie inférieure, d'un bocal collecteur.

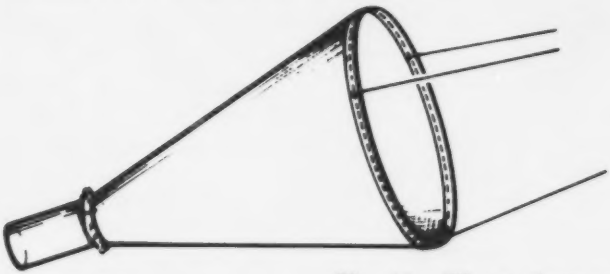

Fig. 44. Filet conique ou à plancton.

Quand la forme du troubleau est carrée, le manche est fixé à l'un des angles (fig. 45). Un troubleau de ce genre est plus facile à déplacer dans la végétation aquatique ou entre les roches. Le troubleau à tablier constitue une variante plus efficace de ce type de filet (fig. 46). Peu profond, il forme une pointe à l'avant, de sorte qu'on peut le pousser au travers de la végétation aquatique dense; sa partie supérieure est faite de treillis métallique à larges mailles qui empêche les plantes de pénétrer dans le filet mais laisse passer les insectes. La poche est constituée de mailles solides en fil de bronze inoxydable de 3 mm, protégée à l'avant par un revêtement de métal. Le troubleau demi-lune est muni d'un manche fixé à sa partie incurvée (fig. 47); cette forme est pratique pour explorer le fond des lacs et des cours d'eau. Le troubleau grattoir (fig. 48) est une variante du troubleau demi-lune. La poche, le cadre et le manche du troubleau triangulaire (fig. 49) sont de construction robuste; toutes ses pièces métalliques sont usinées, et le manche est en fibre de verre. La poche est fixée au cadre au moyen de boutons à pression afin de permettre son remplacement éventuel par des poches à mailles de différentes grosseurs. Ce troubleau est utile pour récolter la plupart des insectes aquatiques.

Fig. 45. Troubleau à cadre carré.

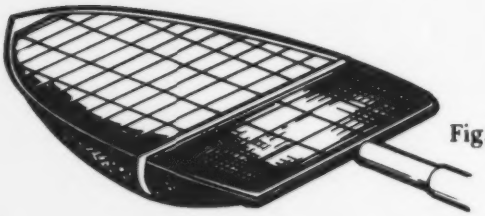

Fig. 46. Troubleau à tablier.

Fig. 47. Troubleau demi-lune à bord rectiligne.

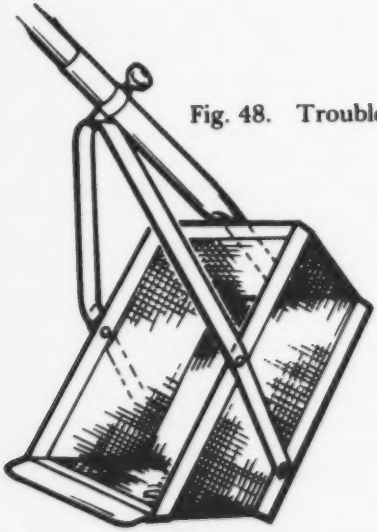

Fig. 48. Troubleau grattoir.

Fig. 49. Troubleau triangulaire à poche et manche amovibles.

La majorité des Coléoptères aquatiques peuvent être capturés à l'aide de passoires, environ 18 cm de diamètre et 7 mailles/cm, pour les grosses espèces et de passoires à mailles plus petites pour les espèces de faible taille.

Lorsqu'on agite le fond d'un cours d'eau à l'aide d'un bâton, les insectes sont délogés de la vase ou de la végétation où ils vivent et sont entraînés par le courant, ceci permet aux collectionneurs de les attraper avec un large grillage ou un tamis maintenu dans l'eau à angle droit par rapport au courant. Le tamis (fig. 50) est constitué d'un treillis métallique galvanisé ou de cuivre à mailles serrées, fixé à deux piquets, lesquels sont enfoncés dans le lit du cours d'eau de manière à ce que le tamis forme un angle droit avec le courant.

L'un des moyens les plus efficaces de récolter certaines larves ou nymphes et, en même temps, de se documenter sur leurs mœurs est de se promener dans l'eau et de les capturer à la main sur les roches, le bois gorgé d'eau, dans la végétation aquatique et autres endroits de ce genre. Il faut toutefois éviter de détruire le milieu afin de s'assurer d'autres récoltes fructueuses car certains types d'habitats sont rares.

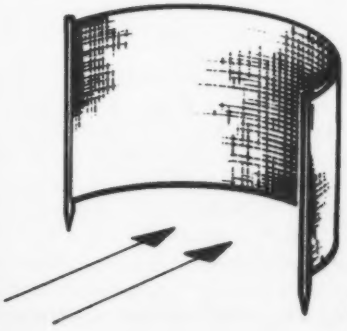

Fig. 50. Treillis fixé à deux piquets.

Une louche sur laquelle on a pratiqué une ouverture rectangulaire latérale recouverte de treillis métallique (fig. 51) se révèle pratique pour recueillir des insectes comme les larves de moustiques. Le treillis métallique a pour fonction d'éliminer le surplus d'eau et de retenir les insectes. Une louche fixée à un long manche est aussi pratique. Une passoire donne de bons résultats mais il est plus difficile de capturer les larves sans les endommager ou de les voir lorsqu'on la retire de l'eau. Toutefois, si on la maintient, l'ouverture en haut dans un seau d'eau, il devient facile d'observer même les insectes de petite ou moyenne taille. Les insectes aquatiques dont les adultes sont capables de voler peuvent être capturés par les méthodes déjà décrites: utilisation du filet, de la lumière des cages à émergence et autres pièges.

Toutefois, les méthodes précédentes ne sont pas tout aussi efficaces pour les hydracariens ou acariens aquatiques en raison de leur petite taille et du fait que leurs mœurs sont peu connues. Les méthodes utilisées pour leur récolte dépendent largement de leur mode de vie en milieu aquatique: ils vivent soit en eau libre, soit dans la végétation flottante ou benthique. Les hydracariens libres des étangs ou des cours d'eau paisibles peuvent être recueillis un à un au moyen d'une petite épuisette, d'un bas de nylon ou d'un passe-thé fixé au bout d'un long bâton. Les tamis coniques de Birge (fig. 52) ont été conçus pour explorer les herbes aquatiques qui se trouvent le long des berges et dans lesquelles vivent de nombreux hydracariens. Certains types d'hydracariens habitent les profondeurs des lacs; on peut les recueillir en utilisant par exemple une benne de Birge-Ekman de grande taille (fig. 53). Des modèles variés de bennes, de dragues, de carottiers et d'autres instruments ont été conçus pour échantillonner le fond des lacs et des cours d'eau. Les échantillons pris au filet ou à la drague sont d'abord égouttés, puis passés au tamis de mailles de 3 mm; l'examen des échantillons s'effectue dans un bac blanc où les acariens sont facilement visibles et d'où l'on peut les retirer à l'aide d'un compte-gouttes.

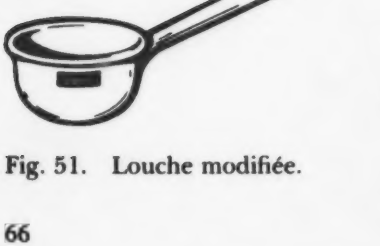

Fig. 51. Louche modifiée.

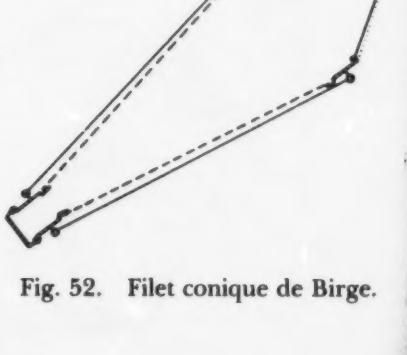

Fig. 52. Filet conique de Birge.

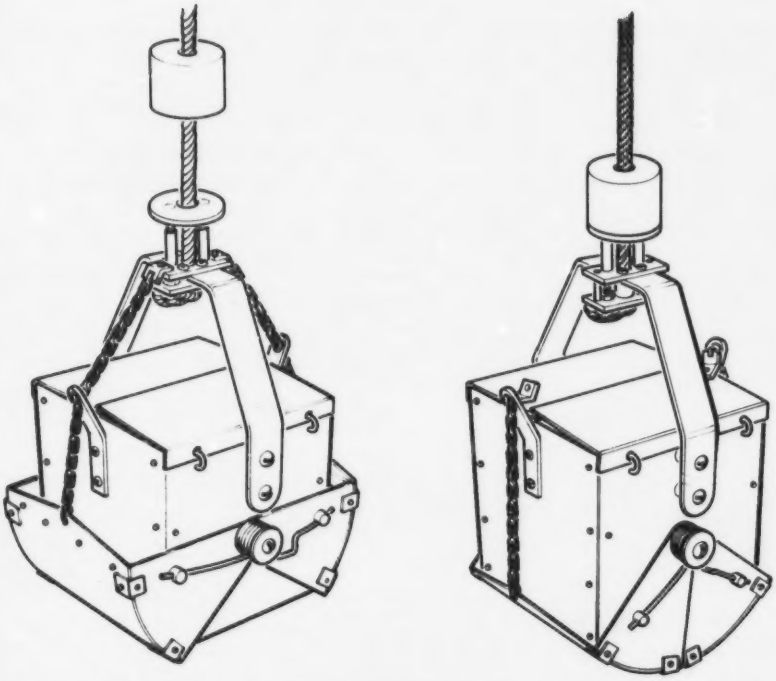

Fig. 53. Benne de Birge-Ekman ouverte (à gauche) et fermée (à droite).

De nombreuses larves d'hydracariens sont ectoparasites d'insectes et de mollusques aquatiques. Ces larves ou leurs nymphes en forme de sac qui se transforment à l'intérieur des exuvies larvaires restent solidement fixées par leurs pièces buccales au tégument des appendices ou du corps des insectes aquatiques, comme les libellules, les Plécoptères, les Trichoptères et autres. Ces larves sont mieux préservées intactes et se détachent plus facilement du corps de leurs hôtes si elles ont été conservées en milieu liquide plutôt qu'à sec car elles deviennent cassantes comme c'est le cas des acariens attachés au corps des insectes séchés montés sur épingles.

La plupart des acariens marins sont immobiles et demeurent fermement attachés à leur plante ou animal-hôte comme les algues ou les coraux. Pour les récolter, on immerge les échantillons dans un seau d'eau de mer additionnée de chloroforme ou d'un autre éther à raison de 3 kg/m^3, ces produits agissant comme anesthésique. La solution est agitée pour accélérer la libération des acariens de leur hôte ou de leur substrat. Environ une demi-heure plus tard, on agite encore énergiquement le substrat avant de le retirer de l'eau; le résidu est ensuite filtré à travers un sac de mousseline, versé dans un bocal contenant de l'alcool à 90 ou 95%, et étiqueté. Le tri et l'identification peuvent être faits plus tard.

Certaines espèces rares d'acariens marins ont été capturées dans des échantillons prélevés au fond de bassins océaniques profonds.

La drague de Riedl pourvue d'un double filet, le second à mailles plus fines et cousu dans la poche normale à mailles de 0,5 mm, a servi par exemple à obtenir un échantillon de fond marin constitué d'argile légère contenant des *Halacarus*, des Crustacés, des Nématodes et des Foraminifères.

Pièges aquatiques La plupart des pièges aquatiques servent au prélèvement de petits échantillons et sont conçus en vue d'études écologiques ou de la capture de groupes particuliers d'insectes. Leur utilisation est donc limitée même si plusieurs de ces pièges peuvent suppléer aux techniques habituelles. Citons notamment le piège aquatique immergé, le piège conique de surface et le simple cône ou filet qu'on utilise en eau stagnante ou dans les cours d'eau. Les dragues et les bennes sont efficaces pour récolter les larves benthiques.

Les pièges aquatiques et autres instruments de prélèvement ne seront que décrits brièvement plus loin: pour obtenir de plus amples informations à ce sujet, consulter Southwood (1966), Edmondson et Winberg (1971), et les autres sources de référence citées dans la bibliographie à la fin du volume.

Pièges de milieux lentiques Un piège en forme d'entonnoir (fig. 54) est le plus couramment utilisé comme piège à émergence submersible. Il est fait d'un entonnoir muni d'un bocal en verre à son sommet. À mesure qu'on enfonce le piège dans l'eau, l'air se trouve enfermé dans le bocal. Les nymphes qui pénètrent dans l'entonnoir sont emprisonnées dans le bocal où elles éclosent en adultes. Le piège doit être vidé chaque jour pour empêcher les insectes de moisir, ou bien, le bocal récepteur doit

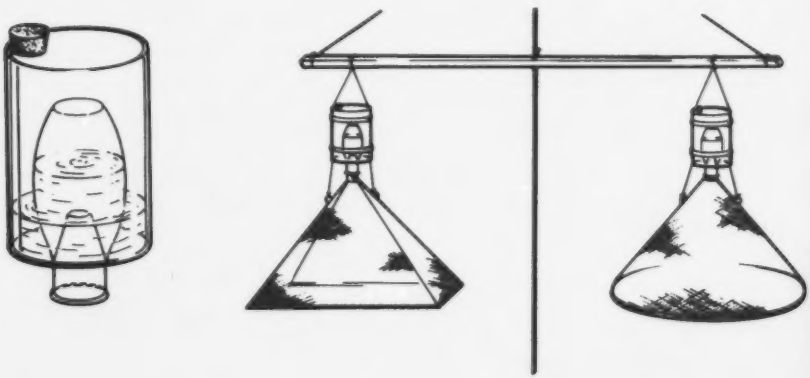

Fig. 54. Pièges en forme d'entonnoir avec gros plan du bocal récepteur.

contenir une solution d'alcool ou de formol pour conserver les prises; dans ce cas, l'ouverture du bocal est munie d'un tube central par lequel les insectes peuvent entrer tout en étant hors de contact avec le liquide de conservation lorsqu'il pénètre dans le bocal.

Ce piège n'est efficace que dans les eaux de plus de 1 m de profondeur; il ne donne pas de bons résultats à plus de 6 m en raison de la perte d'air due à la grande pression de l'eau. Toutefois, ce piège permet de récolter la plupart des insectes aquatiques qui vivent à ces profondeurs, ainsi que les exuvies nymphales. Au cours d'une saison, en plaçant plusieurs de ces pièges à différents endroits, on peut recueillir plusieurs espèces des profondeurs. La fixation des pièges est assurée par un cordage tendu entre deux bouées fixes. Les ouvrages de référence cités à la fin donnent des informations supplémentaires sur d'autres pièges à émergence submersibles, mis au point à partir du principe du piège à entonnoir.

Pièges à émergence de surface Ces pièges sont destinés à capturer les insectes qui émergent de l'eau; c'est pourquoi, ils peuvent être placés au-dessus de n'importe quelle profondeur. Comme ils sont emportés facilement par le vent, mieux vaut les utiliser dans une eau peu profonde et protégée, comme en bordure d'une étendue d'eau calme qui, de plus, recèle la plus grande variété d'insectes aquatiques. Un piège submersible remplace avangateusement celui de surface en eau plus profonde. La plupart des pièges de surface sont longs à vider, mais s'installent et se vident sans recourir à une embarcation.

Deux types de piège sont utilisés couramment: l'un repose au fond de l'eau (fig. 55), l'autre est maintenu au-dessus du fond aquatique soit par des flotteurs, soit par des piquets (fig. 56). Pour un échantillonnage général, le type de piège maintenu au-dessus du fond aquatique est plus efficace, car il permet de capturer des espèces d'insectes à larves pélagiques comme les moustiques.

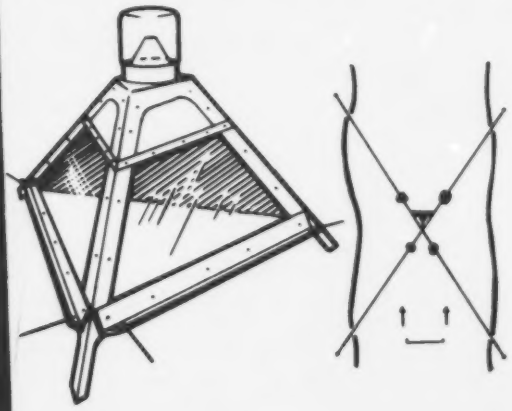

Fig. 55.
Piège à émergence de surface.

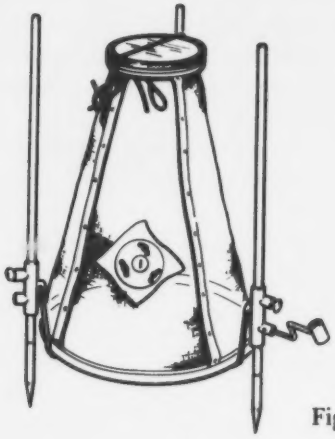

Fig. 56. Piège à émergence de surface.

Bien que les pièges coniques ou en forme d'entonnoir aient été utilisés avec succès, il semble que ceux de la forme d'une boîte carrée soient plus efficaces. Les prises sont recueillies dans un bocal, au sommet du piège (fig. 55), ou sont enlevées au moyen d'un aspirateur que l'on insère dans une ouverture latérale (fig. 56). Cette dernière méthode s'est révélée très fructueuse pour la récolte des insectes dans les régions nordiques car, à cette latitude, nombreux sont les insectes qui ne peuvent pas monter dans le bocal. Ces pièges peuvent être maintenus au-dessus du fond par des flotteurs ou des piquets.

Pièges-remorques On peut capturer nombre d'insectes aquatiques tant à l'état d'adultes que de larves, en traînant simplement un filet ordinaire ou un filet à plancton à moitié immergé dans l'eau. C'est probablement la meilleure méthode d'échantillonnage en milieu aquatique. Sur des étendues d'eau importantes, le filet est remorqué par une embarcation. Si l'étendue est plus restreinte ou en bordure des lacs, on peut procéder aux prélèvements en se tenant debout au bord de l'eau et en lançant le filet à plusieurs reprises dans l'eau pour ensuite le ramener vers soi. Quelques échantillons sont conservés dans l'alcool et d'autres sont gardés vivants pour l'élevage.

Il existe un type de piège-remorque plus complexe permettant d'échantillonner séparément la surface de l'eau ainsi que les couches sous-jacentes; il est fait de deux filets coniques à grosses mailles (fig. 57) disposés l'un sur l'autre dans un cadre d'acier rectangulaire. Les filets sont fixés, au milieu, à un bras horizontal qui affleure à la surface de l'eau. Les deux bras de la partie supérieure du cadre maintiennent les filets à une distance constante de l'embarcation. L'extrémité antérieure des filets est faite de tissu à grosses mailles et l'extrémité postérieure s'adapte à un bocal détachable. Ce type de piège permet de concentrer les prises et de retenir les débris grossiers à l'extérieur.

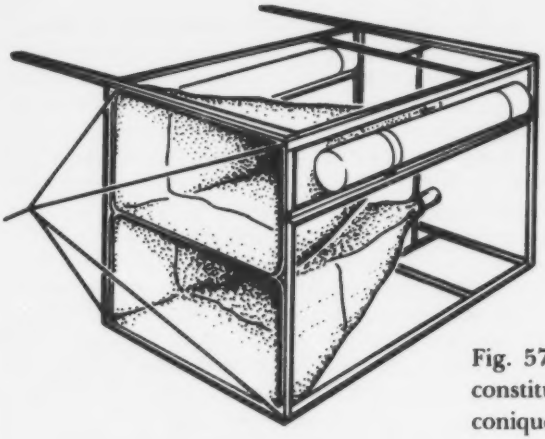

Fig. 57. Piège-remorque constitué de deux filets coniques à grosses mailles.

Sondes benthoniques Il ne s'agit pas à proprement parler de pièges; elles ont été conçues pour capturer les insectes qui vivent au fond des étendues d'eau calme. Les types les plus courants sont les dragues ou la benne de Birge-Ekman (fig. 53) pour fonds mous, et celle de Peterson (fig. 58) pour fonds durs. Les mâchoires de l'appareil se referment lorsqu'elles atteignent le fond de l'eau et prélèvent un échantillon de sédiments aquatiques. On peut employer des carottiers de différents types, mais les échantillons obtenus sont trop petits pour répondre aux besoins des collectionneurs.

Utilisés efficacement pour draguer les fonds aquatiques, les filets montés sur cadre de métal recueillent les organismes du fond des lacs et des rivières. La partie inférieure du cadre est conçue de façon à creuser dans le substrat à mesure que l'instrument est traîné sur le fond de l'eau.

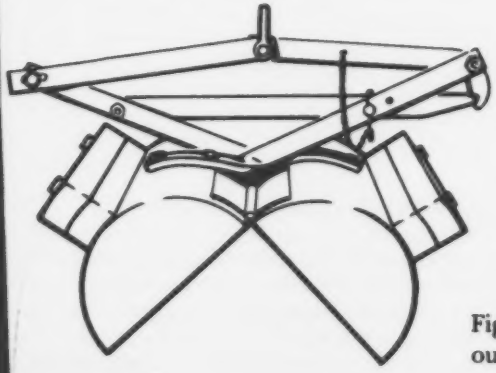

Fig. 58. Benne de Peterson ouverte.

Certaines dragues sont munies à leur extrémité d'un dispositif de filtrage qui permet de séparer les organismes du substrat. Il existe des dragues plus petites que l'on peut manœuvrer de la rive en les jetant à l'eau à plusieurs reprises et en les ramenant à soi en suivant le fond de l'eau. Pour racler le fond de l'eau à partir de la rive, on se sert aussi d'un tamis métallique, muni d'un long manche, qu'on utilise à la manière d'un râteau. Ces dragues ne sont efficaces que sur fond mou. On peut souder des dents à la mâchoire de la drague afin d'entamer le substrat et d'empêcher que de grosses pierres et des détritus n'y pénètrent. Il est presque impossible de faire des prélèvements sur fonds rocheux qui ont plus de 1 m de profondeur autrement qu'en plongeant. Pour échantillonner des fonds rocheux moins profonds, disposer une sonde de forme ronde ou carrée de façon à recouvrir une superficie donnée, à partir du fond de l'eau jusqu'au-dessus de la surface. Cette clôture empêche les insectes de s'échapper. Si le fond est recouvert de gravier, placer sous la sonde une feuille de métal et la faire remonter avec son contenu, ou ramasser les roches et le gravier à la main et filtrer l'eau au moyen d'un petit filet à main.

Milieux lotiques Pour un entomologiste qui collectionne différents types d'insectes, la meilleure façon d'échantillonner un cours d'eau est probablement d'utiliser des pièges coniques conçus à cet effet. Par exemple, les filets coniques ou à plancton (fig. 44) sont maintenus à demi-submergés de manière à recueillir les insectes, adultes ou non, qui descendent le courant. L'extrémité du filet peut être dotée d'un tamis et d'un récipient pour isoler les spécimens des débris.

Les cages à émergence décrites précédemment peuvent être employées dans un cours d'eau lent. Les pièges en forme d'entonnoir sont plus efficaces que les pièges en forme de boîte. Tous ces pièges sont cependant difficiles à vider, car ils ont tendance à accumuler des détritus sur les bords de leur ouverture placée en amont, ce qui peut endommager les spécimens. Toutefois, le piège triangulaire réduit cet inconvénient. Il est fait d'un cadre en métal couvert de treillis métallique, surmonté de l'habituel bocal de verre, muni d'un entonnoir renversé. Le fait de placer en amont l'un des angles du triangle a pour effet de réduire l'accumulation de détritus mais, si les insectes ne montent pas dans le bocal en verre, il est difficile de les retirer du piège. Celui-ci peut être installé sur pieds pour faciliter l'écoulement de l'eau au-dessous.

Récolte des ectoparasites chez les vertébrés

Les oiseaux, les mammifères et les reptiles sont attaqués par les puces, les poux, les acariens et les tiques, comme d'ailleurs par certains Coléoptères, mouches et punaises parasites. Les vertébrés aquatiques, tout autant que les vertébrés terrestres, peuvent servir d'hôtes. La récolte des parasites n'est généralement possible que par la capture ou même la mise

à mort de leurs hôtes bien que l'on puisse parfois obtenir des spécimens intéressants sur des animaux trouvés morts sur la route. Les pièges à ressort pour rongeurs du type «Museum Special» n'écrasent pas d'habitude la tête de l'animal, ce qui facilite l'examen ultérieur des sinus et des fosses nasales et la recherche des acariens parasites des voies respiratoires. L'utilisation de petits plombs pour la chasse des oiseaux réduit aussi les dommages causés à ces hôtes et facilite leur examen en vue d'y déceler la présence de parasites. Pour de plus amples informations sur la récolte de mammifères et d'oiseaux et sur la préparation des dépouilles, l'ouvrage d'Anderson (1948) est recommandé. Celui qui veut capturer des animaux et des oiseaux doit s'assurer d'abord qu'il respecte les règlements provinciaux et fédéraux qui concernent la chasse et le piégeage des espèces qu'il désire obtenir. Même si l'entomologiste détient un permis, il doit toujours procéder avec la plus grande discrétion et ne pas maltraiter ou tuer inutilement des mammifères ou des oiseaux.

Les oiseaux ou les mammifères morts sont placés dans un sac en papier, en polyéthylène ou en toile, pour empêcher les ectoparasites de s'échapper. Ne pas mettre plus d'une sorte d'animal dans le même sac. Placer un petit tampon ou un bout de coton hydrophile imbibé de chloroforme; après une ou deux minutes, les vapeurs qui se dégagent vont anesthésier les parasites. On examine ensuite les animaux avec soin et on secoue vigoureusement le poil en utilisant des pincettes. En procédant ainsi, on réussit d'habitude à faire tomber les puces, les plus gros acariens et d'autres espèces d'insectes. En général, les tiques ne lâchent pas prise et doivent être recherchées une par une. Certains poux et insectes plus petits sont difficiles à repérer et il est possible qu'on ait à plonger le pelage ou le plumage de l'animal-hôte dans un dissolvant (p.144) pour les déloger. On prélève les acariens parasites sur les rongeurs et les oiseaux morts en lavant et en secouant l'hôte dans un mélange d'eau et de détergent. Le liquide où surnagent les ectoparasites est décanté dans un autre récipient; on peut alors les recueillir en utilisant une brosse, un compte-gouttes, des pincettes, ou encore en les filtrant au moyen d'un entonnoir Buchner et d'un dispositif de pompage.

Les poux et les autres ectoparasites s'enlèvent très bien en recouvrant l'hôte d'une fine poudre de silice Dri-die. Cette poudre a pour effet de détruire la pellicule huileuse qui recouvre les téguments des ectoparasites et entraîne une irritation suivie d'une rapide déshydratation. La plupart des ectoparasites lâchent prise en l'espace de quelques minutes après l'application de la poudre.

Un examen direct des hôtes vertébrés s'impose pour la récolte de certains acariens parasites, et l'utilisation d'une loupe binoculaire facilite grandement les choses. Tout d'abord, on examine avec soin les parties externes de l'hôte. On pourrait facilement ne pas remarquer la présence d'acariens minuscules qui adhèrent au pelage ou au plumage de l'hôte. Quand l'hôte est un oiseau, les rémiges et les régions du corps couvertes par les ailes sont les endroits préférés des acariens. La récolte des acariens

qui vivent à l'intérieur des tuyaux de plume ne peut être effectuée que par dissection. Les acariens parasites de la peau sont difficiles à repérer, surtout si l'infestation est sous-cutanée. On doit alors repousser le pelage ou le plumage de l'hôte de façon à dénuder la peau à différents endroits du corps. Suit l'examen des organes externes qui peuvent abriter des acariens, surtout les oreilles, les yeux, le nez, l'anus et les parties génitales. Enfin, on termine par l'examen de certains organes internes comme les poumons, les sinus et les voies respiratoires.

La récolte des ectoparasites chez les animaux vivants peut s'effectuer de plusieurs façons. On peut capturer vivants les rongeurs avec des cages, les chauves-souris et les oiseaux avec des filets enfumés et les mammifères plus gros en les endormant à l'aide de projectiles anesthésiques. Un brossage et un peignage énergiques constituent l'une des méthodes les plus simples et les plus efficaces pour la récolte des ectoparasites chez les mammifères. Les oiseaux et les mammifères plus petits peuvent être placés pendant quelques jours dans une cage à treillis métallique suspendue au-dessus d'une cuvette remplie d'eau: beaucoup d'ectoparasites abandonnent leur hôte après s'en être nourris et tombent dans l'eau où ils peuvent être recueillis. On peut procéder de la même façon pour obtenir des ectoparasites chez les reptiles capturés vivants. Une modification à cette méthode consiste à mettre en cage les hôtes au-dessus d'un appareil de Berlese sans toutefois utiliser un desséchant ou un répulsif. Un grand nombre d'ectoparasites tombent automatiquement et on peut les ramasser dans le récipient placé en dessous; la grille séparatrice retient une grande partie des fèces et de l'urine, et il faut donc la nettoyer souvent. Les endoparasites et les ectoparasites qui ne quittent pas leurs hôtes, une fois engorgés, ne sont toutefois pas capturés efficacement par ces méthodes.

La récolte des ectoparasites sur les oiseaux vivants peut se faire à l'aide de l'appareil de Fair Isle. Par cette méthode, l'oiseau est enfermé dans un cylindre, mais sa tête et son cou sortent par une ouverture pratiquée dans le couvercle de la partie supérieure. Après avoir pompé du chloroforme à l'état gazeux dans le cylindre, l'oiseau est porté à battre des ailes de telle sorte que les parasites ainsi anesthésiés tombent sur une surface de couleur appropriée, placée à la base de l'appareil. Un manchon enroulé autour du cou de l'oiseau l'empêche de respirer le chloroforme.

Les nids d'oiseaux et de mammifères constituent d'habitude des sources riches en puces, en acariens et en tiques et on y trouve aussi divers arthropodes qui ne sont pas prélevés d'ordinaire dans d'autres habitats. Tous ces insectes peuvent être recueillis à l'aide des méthodes décrites plus haut, en particulier en effectuant le triage du nid au-dessus d'un bac de couleur blanche (p. 37) ou à l'aide de l'appareil de Berlese (fig. 36). Les détritus qui jonchent les sentiers de mammifères et ceux qui se ramassent autour des perchoirs d'oiseaux peuvent aussi contenir des ectoparasites qui sont extraits avec l'appareil de Berlese.

Les tiques libres vivant dans la végétation peuvent être capturées en traînant un «ramasse-tiques». Le «ramasse-tiques» (fig. 59) se compose d'une pièce de flanelle ou de laine de couleur claire, de 1 m^2, attachée par des cordons, comme un drapeau, à un bâton d'environ 1,5 m de long. On l'utilise en le tenant devant soi et, en marchant, on le dépose d'un côté et de l'autre sur la végétation. Les tiques, si elles sont présentes, quittent d'elles-mêmes les herbes ou les buissons et viennent s'agripper au tissu sur lequel il est facile de les voir. On les place en tubes fermés avec des bouchons de liège pour les garder vivantes, ou on les conserve dans l'alcool. Vivantes, les tiques sont difficiles à manipuler et il faut une certaine expérience pour les faire entrer dans un tube sans que les autres en sortent. Si on secoue légèrement le tube, les tiques s'entassent au fond; on peut aussi placer un morceau de tissu au fond du tube pour les y maintenir. À certaines périodes de l'année, on peut recueillir des centaines de larves de tiques, rassemblées en groupes compacts sur les herbes, chaque groupe correspondant à la progéniture d'une seule femelle. Il est impossible de ramasser les tiques par temps froid, humide ou venteux.

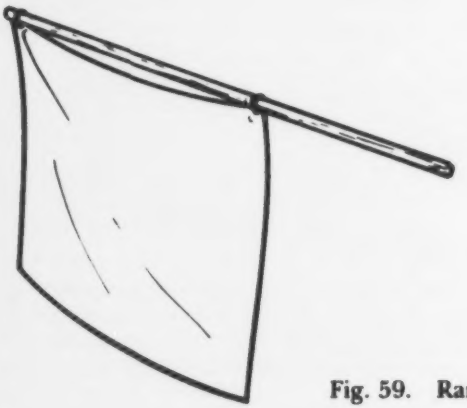

Fig. 59. Ramasse-tiques.

Les aoûtats, ou larves néonates, ont tendance à monter sur tout objet nouveau placé autour d'elles. Des disques noirs ou blancs, de la vaisselle, des plateaux ou des carrés de toile cirée laissés sur le sol pendant plusieurs minutes les attirent et on peut les ramasser dans des tubes. Des dispositifs plus perfectionnés et plus spécialisés, basés sur le phototactisme sont également utiles pour capturer des aoûtats.

Récolte des acariens portés par les invertébrés

On peut observer une grande diversité d'acariens chez de nombreuses espèces d'insectes terricoles et aquatiques, d'arachnides et de

myriapodes, et moins fréquemment chez les crabes, les mollusques, les oursins de mer et les éponges. Certains sont de vrais parasites, alors que d'autres sont des commensaux ou simplement phorétiques. Il est beaucoup plus facile de trouver les acariens après avoir tué leur hôte. Ils sont le plus souvent placés à des endroits préférés comme le pronotum, les sternites abdominaux, entre les coxae sous les élytres, sur les membranes abdominales intersegmentaires, aux endroits peu sclérifiés de la tête, du thorax et de l'abdomen, dans les stigmates et leurs principaux troncs trachéens, fixés aux pattes ainsi qu'à la base des ailes. Les insectes conservés dans l'alcool restent souples ce qui facilite la recherche des acariens sous leurs élytres, dans leurs stigmates et dans d'autres replis de leur corps. Pour les atteindre, il sera peut-être nécessaire de soulever ou d'étendre des parties du corps à l'aide de pincettes. Lorsque les insectes sont conservés dans l'alcool, il arrive souvent que plusieurs acariens se détachent et se retrouvent au fond du bocal; il faut donc conserver et examiner avec soin ces résidus. Il est très important de ne placer dans un tube que la récolte provenant d'un seul hôte pour éviter toute erreur sur l'espèce-hôte concernée. Quand les insectes sont conservés à sec, il faut récolter les acariens avant que ceux-ci et leurs hôtes ne deviennent cassants. Une fois séchés, les acariens ne peuvent être conservés directement dans l'alcool.

Il est possible de récolter les nombreux acariens présents sur les insectes séchés des collections entomologiques pourvu qu'ils soient manipulés avec beaucoup de précautions. S'il y a lieu, on peut faire ramollir les insectes dans des chambres humides pour réduire les bris. Les acariens desséchés peuvent être montés directement dans le milieu de Hoyer ou dans une gouttelette de glycérine, puis retirés à l'aide d'une épingle ou d'un pinceau fin et placés dans l'alcool.

Certains acariens parasites, comme les parasites des branchies des tourteaux, les ectoparasites des éponges et des mollusques, ainsi que les parasites internes des oursins pélagiques, ne sont d'habitude découverts que par des spécialistes qui possèdent une connaissance approfondie de ces animaux.

En plus de récolter directement les parasites sur l'hôte, on peut souvent les trouver dans le même habitat que celui-ci. Ce genre de récolte est possible dans le cas des insectes plus ou moins sociaux qui construisent des nids ou creusent des galeries qui abritent une faune variée dont les acariens. Les méthodes précédentes de tamisage et d'extraction avec l'appareil de Berlese ou du tri sur toile blanche conviennent dans ce cas-ci.

Élevage

L'élevage des insectes et des autres arthropodes vise à obtenir soit des sujets parfaits, idéals pour une étude taxonomique, soit des larves qui peuvent être décrites et identifiées plus tard à partir des sujets adultes, soit des espèces rarement capturées par les méthodes habituelles de récolte,

enfin soit des parasites dont on connaît l'hôte. La possibilité d'observer les insectes et d'effectuer des études expérimentales sur leur écologie constitue une autre raison pour en faire l'élevage. Les méthodes d'élevage et le matériel nécessaire à cette fin constituent un aspect important du travail entomologique. Dans son livre intitulé *A Manual of Entomological Equipment and Methods*, Peterson (1949) a illustré ou mentionné plus de 400 sortes de cages ou d'habitacles d'extérieur ou d'intérieur pour l'élevage, la reproduction, l'hivernage, l'alimentation, la ponte, l'émergence et l'observation. Le matériel nécessaire à l'élevage des insectes et des arachnides représente un sujet beaucoup trop vaste pour pouvoir être traité convenablement dans cette publication. En ce qui concerne le matériel d'élevage des insectes, consulter Peterson (1959) et, pour les techniques de culture des acariens, Evans *et al.* (1961). Toutefois, on trouvera dans les pages qui suivent les principes les plus importants à respecter pour réussir les élevages.

Les insectes et les Arachnides vivants sont d'ordinaire ramenés à la maison dans des récipients en métal, en verre ou en carton, assez petits pour être transportés sans inconvénient. Ceux-ci sont souvent inappropriés comme récipients d'élevage et peuvent causer indirectement la mort des insectes si on ne prend pas certaines précautions. Les insectes meurent en général d'un excès d'humidité ou de sécheresse et d'un manque de nourriture. L'humidité dégagée par le corps des insectes et leur plante nourricière se condense sur les parois internes des récipients en métal ou en verre et peut provoquer la mort. Il faut éviter cette situation en gardant le récipient dans un endroit frais, en y limitant le nombre de sujets, et en y plaçant un morceau de buvard sec. De petits trous, des ouvertures recouvertes de treillis métallique ou de tôle galvanisée perforée, des bouchons de mousseline ou de coton hydrophile sont autant de moyens qui assurent une bonne circulation de l'air et empêchent la condensation. Le treillis est remplacé par du tissu plus fin pour empêcher les arthropodes plus petits, en particulier les acariens, de s'échapper. On peut supprimer le risque d'une trop grande humidité en utilisant un récipient en carton ou en bois, mais, dans ce cas, on augmente celui d'une trop grande sécheresse. De plus, certains insectes peuvent se frayer un chemin à travers le carton ou le bois. On peut prévenir une dessiccation trop rapide en plaçant un peu de feuillage frais avec les insectes. Il ne faut jamais exposer un récipient au soleil ni le transporter dans un endroit où la chaleur peut l'atteindre, car ceci est la principale cause de dessiccation rapide ou de condensation et il s'en suit en général la mort des insectes. Il faut donner assez de nourriture aux insectes et aux Arachnides pour subvenir à leurs besoins jusqu'à la distribution de la prochaine ration. Même si on n'a pas l'intention d'élever des insectes, il est sage de récolter une certaine quantité de plantes et autres substances auxquelles ils sont associés. Les végétaux retardent la dessiccation des insectes. L'identification de ces plantes peut être confirmée plus tard grâce à un examen minutieux qu'il est impossible d'effectuer sur place. Les plantes fournissent aussi de l'oxygène aux espèces aquatiques, et les insectes peuvent s'y

accrocher durant le transport. Les insectes peu ou pas sclérifiés, les araignées et les gros acariens sont introduits dans le bocal seulement après y avoir déposé la plante ou autre substrat afin qu'ils ne soient pas écrasés par accident. Ne pas placer plus d'une espèce dans le même récipient, car elles pourraient s'entre-tuer. Par ailleurs, il est parfois imprudent de mettre plus d'un insecte dans le même récipient. Les captures sont transférées sans délai du récipient temporaire à leur cage d'élevage et choisies d'après les mœurs des sujets. L'élevage des insectes et des Arachnides doit respecter certaines exigences quant à la nourriture, les conditions du milieu, et la tolérance aux conditions défavorables selon les espèces. Il va de soi que pour réussir un élevage, il faut les conditions favorables, voire optimales, et éliminer celles qui sont défavorables. La difficulté à reproduire des conditions optimales ou même acceptables varie avec l'espèce. En général, il est beaucoup plus facile d'élever des arthropodes qui ont une grande facilité d'adaptation à divers climats ou habitats parce que leur tolérance leur fait supporter mieux les conditions inhabituelles d'un récipient d'élevage. Certains insectes, par exemple un grand nombre d'espèces aquatiques, les insectes fouisseurs ou perceurs qui vivent dans des environnements relativement stables, faciles à reproduire et à maintenir artificiellement, sont également faciles à élever. Toutefois, certains insectes ou Arachnides dont les exigences écologiques sont très spécifiques ou que l'on ne peut satisfaire artificiellement sont à peu près impossibles à élever avec succès. L'élevage de ces insectes et des arthropodes en général exige une vaste expérience pratique pour obtenir les meilleurs résultats.

L'air à l'intérieur du récipient diffère toujours de l'atmosphère extérieure: la température et l'humidité ont tendance à y être plus élevées, les déplacements d'air et la quantité de lumière y sont plus faibles. Ces facteurs varient beaucoup selon l'emplacement et la grandeur de la cage ainsi que selon le matériau de fabrication. Les conditions de vie à l'intérieur d'une cage en tulle ou en treillis métallique ressemblent davantage à celles de l'habitat naturel que les conditions de vie créées dans un récipient en verre placé dans un laboratoire. Il est toutefois beaucoup plus facile d'observer les spécimens dans un récipient en verre, et ceux-ci s'en échappent beaucoup moins facilement.

On oublie parfois de voir à ce que les conditions du milieu, pendant la diapause aussi bien que durant la vie active, ressemblent à celles rencontrées dans la nature. Bien que des générations successives puissent être obtenues en laboratoire pour beaucoup d'espèces, d'autres, par contre doivent obligatoirement subir l'action du froid pour compléter leur développement. On a démontré que certains insectes et Arachnides à diapause obligatoire survivent souvent mieux lorsqu'ils sont soumis aux conditions atmosphériques extérieures plutôt que d'être gardés à l'intérieur. La plupart des nymphes qui hibernent sont conservées au froid, entre 0 et 4,5°C pendant environ 3 mois; placées dans un incubateur ou une chambre d'élevage, à une température plus élevée, elles émergent d'habitude à l'état adulte.

Les sujets doivent recevoir de la nourriture fraîche en abondance. Autrement leur croissance peut être retardée et leur comportement devenir anormal; ils peuvent être plus prédisposés à la maladie et même mourir. Il faut leur donner de la nourriture fraîche avant que la ration précédente ne commence à se dessécher. Il est toujours mieux de mettre en cage les insectes et les acariens phytophages avec une plante vivante que de leur donner des feuilles coupées.

En plus de reproduire le milieu naturel le plus fidèlement possible et de leur donner de la nourriture fraîche en abondance, il ne faudrait pas négliger les autres besoins des insectes ou Arachnides. Par exemple, il faut donner de la terre aux espèces qui se métamorphosent en chrysalide, qui pondent des œufs ou qui hibernent dans le sol. Il faut fournir des substrats appropriés aux insectes qui construisent des fourreaux larvaires ou des cocons. Des brindilles conviennent aux espèces qui y pondent, qui s'y métamorphosent ou qui ont besoin d'un tel support pour s'y accrocher pendant qu'elles sèchent et durcissent après leur émergence, ou aux araignées qui ont besoin d'un appui pour tisser leur toile.

Les parasites et les prédateurs comptent parmi les facteurs défavorables. Les dommages qu'ils occasionnent sont réduits lorsque leurs proies ou leurs hôtes sont isolés dans une autre cage. Les prédateurs, agents naturels de contrôle des populations dans les champs, sont facilement exclus des cages à moins qu'ils ne soient introduits accidentellement avec la nourriture, comme dans le cas des acariens, à cause de leur petite taille. Les attaques des insectes et des acariens parasites sont réduites durant l'élevage mais, tout de même, des insectes peuvent en mourir s'ils ont été attaqués avant d'être capturés. Les risques de maladies bactériennes, virales ou causées par des champignons ou des protozoaires, peuvent toutefois augmenter dans les récipients d'élevage à cause du milieu artificiel qui les entoure. Donc, plus le milieu artificiel se rapproche des conditions de vie naturelles optimales, selon les espèces, moins il y a de pertes attribuables à la maladie ou à d'autres facteurs négatifs.

Étant donné que le milieu influe énormément sur le développement et le comportement des arthropodes, et que le milieu créé dans un récipient d'élevage diffère toujours du milieu naturel, on risque des conclusions erronées si on extrapole trop vite les résultats obtenus avec des animaux de laboratoire et qu'on les applique à ceux vivants en nature. Les observations en laboratoire ne doivent pas remplacer mais compléter les observations sur le terrain.

On ne doit pas tuer, dès leur émergence, les insectes et les Arachnides adultes obtenus d'élevages. On les garde vivants jusqu'à ce que leur corps, leurs ailes et leurs autres appendices se soient complètement développés et durcis et que toutes leurs couleurs soient apparues. On doit attendre de quelques minutes à une semaine ou plus, selon les espèces pour que ce développement soit atteint.

On doit conserver les restes des hôtes d'où sont éclos les parasites ou des fragments caractéristiques des insectes ou Arachnides parasités comme les coquilles d'œufs, les fourreaux larvaires, les exuvies larvaires ou nymphales, les cocons, les puparia vides, les feuilles et les tiges mangées ou les galles. Ces restes sont parfois nécessaires pour identifier les insectes ou les Arachnides et fournissent souvent des renseignements taxonomiques ou biologiques utiles. On peut les conserver dans de petites fioles ou des capsules de gélatine, montées sur une épingle avec les spécimens parasités. Conserver tout parasite qui émerge des insectes et des Arachnides dont on fait l'élevage. Dès que le cocon du parasite est visible, on le place dans un tube distinct avec toutes les données nécessaires pour être en mesure d'associer le parasite à l'hôte. Le peu d'informations disponibles sur la taxonomie et la morphologie des premiers stades des insectes, des acariens et des araignées pourra être comblé peu à peu à mesure qu'on disposera de premiers stades associés à l'état adulte dont l'identification est possible. Lorsqu'on fait l'élevage d'une espèce, il est donc très important de conserver des spécimens de chacun de ses stades de développement.

Les arthropodes prédateurs, comme les araignées, peuvent être élevés dans des gobelets de papier ou de plastique munis d'un couvercle à treillis métallique. La proie est introduite par une ouverture latérale qui se ferme avec un bouchon. L'eau est fournie en plaçant deux gobelets l'un dans l'autre; le premier gobelet contient un peu d'eau qui est acheminée par une mèche dans le second gobelet percé d'un trou à cet effet. Certaines araignées ont besoin de longues heures de clarté pour arriver à maturité, il faut donc leur fournir un supplément d'heures de lumière les jours d'automne et d'hiver. La plupart des araignées sont cannibales et prédatrices: il faut donc les élever séparément.

Poisons et flacons de chasse

On utilise des poisons pour tuer les insectes le plus rapidement possible sans altérer leurs couleurs ou sans les durcir indûment. Aucun des poisons habituels ne satisfait à toutes ces exigences.

Le poison le plus largement utilisé est le cyanure (cyanure de calcium ou cyanamide, cyanure de sodium ou, de préférence, cyanure de potassium). Étant donné que le cyanure est un poison mortel, beaucoup de collectionneurs hésitent à l'employer. La vente du cyanure est limitée et on ne peut s'en procurer facilement. Si on emploie le cyanure, il faut être extrêmement prudent. Il ne doit être utilisé que dans un flacon de chasse spécialement préparé (en polypropylène ou en cellulose), qui ne doit jamais être laissé à la portée de tous. Les flacons vieux d'une saison sont brûlés dans un incinérateur. Le cyanure présente des inconvénients pour certains insectes: il les rend cassants et durs, difficiles à disséquer, et fait virer le jaune au rouge, au rose ou à l'orangé, ou certains verts en une

couleur jaunâtre, lorsque les sujets sont trop longtemps exposés à ses vapeurs. De telles altérations de couleur se produisent rapidement à température élevée.

L'efficacité d'un flacon de chasse (contenant du cyanure ou tout autre poison) diminue peu à peu avec l'usage. Ne pas inhaler les vapeurs du produit pour en connaître la concentration; le temps que les insectes mettent pour mourir constitue un bon indice. Le flacon doit être muni d'un bouchon ou d'un couvercle hermétiques, car les vapeurs sont toxiques ou dangereuses pour la santé.

Un tube en plastique transparent incassable constitue le flacon à cyanure le plus commode et le plus sûr. Le tube peut avoir de 2 à 2,5 cm de diamètre et de 10 à 15 cm de hauteur. Les bocaux à large goulot conviennent mieux pour les insectes plus volumineux, comme les gros papillons, ou pour immobiliser les prises concentrées à l'extrémité du filet (p. 16).

Pour préparer un bocal ou un tube à cyanure (fig. 60 à 62), on met au fond une couche de cyanure granulé d'environ 13 mm d'épaisseur. Le cyanure de potassium est le produit le moins susceptible de se dissoudre. Ensuite, on ajoute une couche de sciure de bois ou de plâtre de Paris sec d'environ 2 à 2,5 cm d'épaisseur, et on ajoute trois ou quatre gouttes d'eau. Le tout est enfin recouvert d'une couche de plâtre de Paris d'environ 13 mm d'épaisseur ou, pour les petits tubes d'un simple tampon de ouate bien tassé qui peut être couvert de tissu, de papier buvard ou de carton poreux bien ajusté. Si on procède selon la première méthode, on doit laisser le flacon ouvert à l'extérieur de 12 à 24 h pour permettre au plâtre de Paris de sécher. Si l'on utilise de la ouate, on ajoute un second tampon lâche par-dessus le premier; on le remplace quand il est sale ou l'on s'en sert pour nettoyer l'intérieur du tube.

Fig. 60. Pot à cyanure et portant l'inscription «POISON».

Fig. 61.
Tube de chasse.

Fig. 62. Tube de chasse à base entourée de ruban adhésif pour plus de résistance.

Les liquides dont les vapeurs servent à tuer les insectes sont l'acétate d'éthyle (éther acétique), le tétrachloréthane, le tétrachlorure de carbone, l'éther, le chloroforme, le benzène, l'ammoniac et le dichlorure d'éthylène. Leur utilisation est beaucoup plus sécuritaire et il est beaucoup plus facile de les renouveler que le cyanure, bien que certaines précautions doivent être prises. Les vapeurs de tétrachlorure de carbone et d'autres solvants des graisses sont nuisibles à l'homme, et l'inhalation excessive de ces produits peut finalement causer une affection hépatique incurable. Le benzène, l'éther et l'acétate d'éthyle sont des produits inflammables. Le tétrachlorure de carbone et le chloroforme peuvent produire du phosgène, gaz mortel, en présence d'une flamme nue. Ces produits chimiques sont de bons poisons, mais certains sont moins efficaces que le cyanure. Même si quelques-uns d'entre eux engourdissent les insectes rapidement, ils les tuent plus lentement que le cyanure, et les

insectes doivent rester dans le flacon de chasse pendant au moins une demi-heure. Un excès de poison liquide peut mouiller les spécimens et endommager de façon permanente ceux recouverts d'écailles, de poils ou aux ailes fragiles. Le benzène et l'ammoniac peuvent altérer la couleur, en particulier le vert et le jaune. Le tétrachlorure de carbone et le chloroforme rendent les insectes durs et cassants et, par conséquent, difficiles à monter. Toutefois, le tétrachlorure de carbone est utile dans un espace fermé comme un récipient d'un piège lumineux parce que ses vapeurs sont plus lourdes que l'air et qu'il ne s'évapore pas facilement. Par contre, le tétrachloroéthane est surtout avantageux parce qu'il ne raidit pas les insectes indûment et qu'il n'altère pas la couleur des spécimens verts.

L'acétate d'éthyle est un poison efficace pour tuer les Coléoptères, les Hyménoptères et plusieurs autres groupes. Il n'est pas recommandé pour les papillons ou autres insectes ailés fragiles. Il a l'avantage de dégraisser et de nettoyer les insectes, mais il ne les durcit pas. On peut tuer les insectes et les conserver indéfiniment dans des tubes fermés hermétiquement et contenant quelques gouttes d'acétate d'éthyle. Les Coléoptères peuvent être conservés dans des tubes partiellement remplis de sciure de bois aussi longtemps qu'elle reste imprégnée de quelques gouttes d'acétate d'éthyle.

Tout bocal en verre contenant de l'acétate d'éthyle et muni d'un bouchon bien ajusté peut faire un bon flacon de chasse. Sur le terrain, on se sert d'un tube de 10,6 mL ou plus. On peut facilement préparer une série de tubes pour une journée ou pour plusieurs semaines de récolte en remplissant environ le quart de chaque tube de sciure de bois. La sciure doit être tamisée pour séparer la poussière des grains. Il est préférable d'utiliser de la sciure de bois dur parce que l'acétate d'éthyle dissout la résine et les gommes des bois tendres, et laisse un résidu sur les insectes. Avant usage, on verse quelques gouttes d'acétate d'éthyle sur la sciure de bois. Les insectes placés dans le tube creusent dans la sciure de bois et sont tués rapidement. À la fin de chaque journée de chasse, on étiquette chaque tube, on presse un tampon de coton hydrophile sur la sciure de bois, on l'humecte de quelques gouttes supplémentaires d'acétate d'éthyle et on ferme hermétiquement le tube avec un bouchon de néoprène (fig. 63). Les insectes peuvent rester dans les tubes jusqu'à ce qu'on ait le temps de les monter. Si on garde les tubes bien fermés, les Coléoptères seront encore souples pour le montage un an après leur capture. Si l'acétate d'éthyle s'évapore, il faut en ajouter quelques gouttes dans le tube plusieurs jours avant le montage.

Le dichlorure d'éthylène (dichloréthane) est un bon poison liquide pour la plupart des insectes. Cependant, les Orthoptères virent au rose s'ils sont laissés trop longtemps dans un flacon qui en contient. Il est facile de préparer un flacon de chasse avec ce produit. Il suffit de placer un morceau de caoutchouc mousse dans le fond d'un tube en verre et de le laisser absorber environ 10 gouttes de dichlorure d'éthylène. Presser un morceau d'une serviette de papier sur le caoutchouc, en laissant une

couche d'air d'environ 6 à 13 mm, et ajouter quelques bandes minces de papier, légèrement froissées, afin de réduire le mouvement des insectes. Le tube est alors prêt à servir. Le côté supérieur du tampon doit être plat et lisse; on peut obtenir ce résultat en étendant un morceau de papier autour d'un bouchon de coton hydrophile. Trop de dichlorure d'éthylène produit une condensation à l'intérieur du tube; elle peut être éliminée en ouvrant le tube quelques secondes avant de s'en servir. Les insectes deviennent cassants s'ils sont exposés trop longtemps aux vapeurs. Pendant la récolte, il faut retirer souvent les insectes du tube et les étendre dans un récipient hermétique en y ajoutant une feuille fraîche. Un tube bien chargé devrait durer plusieurs jours et on peut le recharger aussi souvent qu'il est nécessaire.

Comme il a été mentionné précédemment dans la description des pièges lumineux (p. 16), le tétrachloréthane est le poison le plus sécuritaire et le plus efficace. On peut aussi l'utiliser dans un tube et les flacons de chasse sont préparés de la même façon que lorsqu'on se sert du dichlorure d'éthylène, sauf qu'il faut remplacer le morceau de caoutchouc mousse par un tampon de ouate.

Il est préférable d'utiliser un récipient en verre lorsqu'on emploie des poisons liquides parce qu'un grande nombre de ces produits chimiques dissolvent le plastique. L'emploi d'un bocal ou d'un tube dépend de la taille des insectes à récolter: pour les gros insectes, comme les papillons, il faut utiliser un bocal à large goulot; pour les petits insectes comme les mouches, un tube de 2 cm de diamètre convient mieux parce qu'on peut le boucher facilement avec le pouce après avoir introduit les prises ou l'ajuster sans inconvénient à l'ouverture d'un aspirateur. La fabrication d'un flacon ou d'un bocal de chasse simple ne nécessite qu'une couche de substance hydrophile placée au fond et imbibée de quelques gouttes de liquide. On conseille de placer quelques couches de papier buvard par-dessus cette couche hydrophile afin d'empêcher les insectes d'entrer en contact avec le liquide. La couche absorbante peut être constituée par une couche de plâtre de Paris de 1 à 2 cm d'épaisseur, parfaitement séchée avant d'être utilisée (fig. 64), ou par une couche de feutre d'environ 6 mm d'épaisseur, recouverte d'une couche de ouate. Pour fabriquer un flacon de chasse provisoire, le recours à une couche de sciure de bois recouverte d'un tampon de ouate bien tassée convient très bien. Un autre type de flacon de chasse est celui dont le fond est couvert d'une épaisse couche de coton hydrophile recouverte d'une couche de plâtre de Paris au travers de laquelle passe un tube en verre ouvert aux deux extrémités. Au moment d'utiliser le flacon de chasse, on verse 2 à 3 cm^3 de poison dans le tube et on le bouche avec de la ouate pour empêcher les insectes d'y pénétrer. On peut placer le produit absorbant dans le bouchon plutôt que dans le fond du flacon. Il suffit de percer un trou au milieu d'un gros bouchon de liège et d'y introduire un tube étroit qui aboutit à l'intérieur du récipient. Ce dernier (fig. 65) contient une couche de plâtre de Paris, de ouate ou de feutre, tel que décrit précédemment pour les poisons liquides. Ce genre

de bouchon peut être utilisé dans une bouteille à cyanure pour tuer rapidement les insectes capturés ou pour remplacer le bouchon d'un récipient qui contient des insectes vivants, par exemple, celui d'un aspirateur.

Fig. 63. Fiole contenant des Coléoptères dans la sciure de bois humectée d'acétate d'éthyle.

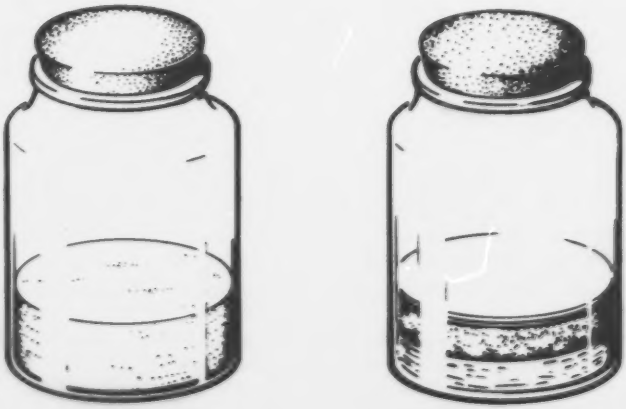

Fig. 64. Bocaux de chasse utilisés avec un poison liquide.

Fig. 65. Tube de chasse à bouchon muni d'une fiole remplie de poison.

Il faut prendre soin de ne pas laisser les insectes se détériorer ou se salir dans le flacon de chasse. Il ne faut pas mettre ensemble trop d'insectes. Il est préférable d'utiliser plusieurs petits flacons qui contiennent quelques insectes chacun plutôt qu'un gros flacon renfermant une masse d'insectes entremêlés et détériorés. Mieux vaut séparer les insectes robustes des fragiles, les petits des gros, parce qu'ils se causent des dommages les uns aux autres. Des insectes (comme les sauterelles et certains Coléoptères) qui exudent des liquides ou excrétions peuvent tacher les autres insectes avec lesquels ils sont en contact dans le même flacon. Il ne faut pas mêler les papillons avec d'autres types d'insectes, car ceux-ci se couvriront d'écailles et de poils. Pour la même raison, on ne place pas d'insectes dans un flacon qui a déjà contenu des papillons sans l'avoir préalablement très bien nettoyé. Il est très important d'utiliser toujours des flacons de chasse propres et secs et de les nettoyer régulièrement. On peut facilement laver un tube en plaçant un tampon de ouate légèrement humide au bout d'une pincette et en frottant de haut en bas et de bas en haut; pour les gros bocaux, on emploie un linge.

Les insectes non velus ou sans écailles (par exemple, de nombreux Coléoptères et larves) peuvent être tués par immersion dans l'eau bouillante. Il faut les placer dans un bécher contenant de l'eau, porter la

température presque au point d'ébullition, puis laisser refroidir graduellement. Il n'est pas nécessaire de tuer les arthropodes qu'on compte garder dans un liquide de conservation; on peut les jeter vivants dans le liquide sauf dans le cas des larves. Celles-ci doivent d'abord être tuées avant d'être placées dans le liquide de conservation afin d'empêcher toute déformation. (*voir* «Conservation dans des liquides», p. 109).

Les récipients, en particulier ceux qui contiennent du cyanure, doivent toujours porter une étiquette avec le mot POISON clairement écrit. Ne pas omettre d'indiquer le nom du poison sur l'étiquette. Il vaut mieux coller du ruban adhésif sur la partie supérieure et inférieure d'un gros bocal afin de réduire les risques de bris.

Matériel et méthodes de conservation et de montage

Des spécimens mal conservés ou montés de façon négligente perdent de la valeur du point de vue scientifique parce qu'ils sont difficiles ou même impossibles à identifier. Les méthodes courantes de conservation et de montage des différents types d'insectes, développées à partir de l'expérience combinée d'entomologistes de tous les coins du monde, sont tellement connues qu'on ne peut qu'attribuer à la négligence la forte proportion de spécimens en mauvaises conditions qu'on retrouve dans nombre de collections. On trouvera dans le présent ouvrage une description des principales méthodes en usage. Leur application à des groupes d'insectes déterminés, ainsi que certaines méthodes spéciales, sont expliquées dans le chapitre intitulé «Application des méthodes» à la page 138.

La méthode de conservation à utiliser dépend de la morphologie de l'insecte. On peut diviser les insectes en deux catégories: les insectes peu ou pas sclérifiés dont la forme et les structures s'altèrent rapidement par la décomposition ou la dessiccation après la mort; et les insectes sclérifiés dont la forme et les structures externes ne sont pas trop altérées par la décomposition ou la dessiccation des organes internes mous. D'habitude, on conserve dans un liquide les sujets qui appartiennent à la première catégorie, alors qu'on monte à sec ceux de la seconde sans avoir recours à des agents de conservation.

Ramollissement

Les insectes sclérifiés qu'on veut monter à sec doivent être souples au montage. En d'autres termes, le corps et les appendices doivent être assez flexibles et maniables pour qu'il soit possible de mettre bien en évidence les structures nécessaires à l'identification ou de donner aux spécimens la meilleure apparence possible. Le mieux, c'est de monter les insectes

aussitôt après les avoir tués, avant qu'ils n'aient commencé à sécher et à raidir. Il est alors plus facile de réaliser un bon montage; les spécimens sont aussi moins susceptibles d'être endommagés par accident ou d'être atteints par des parasites ou des champignons et ils gardent mieux leurs couleurs. Les gros spécimens peuvent mettre plusieurs jours à durcir. Les petits spécimens, par contre, sèchent vite, mais il suffit de les placer dans un flacon de chasse chargé d'acétate d'éthyle pour leur conserver pendant une bonne période la souplesse requise pour le montage; ils restent souples aussi pendant un jour ou deux, si on les range dans une boîte en fer-blanc ou tout autre contenant hermétique dans lequel on prend soin de glisser quelques feuilles vertes ou un morceau de papier buvard imprégné de gouttes d'eau. Dans ce dernier cas, cependant, il se peut que les structures internes commencent à se décomposer et que les genitalia s'altèrent.

Les spécimens séchés doivent être ramollis dans un ramollissoir, récipient dont on se sert aussi pour conserver les spécimens frais et souples jusqu'au moment du montage. Il importe que l'humidité demeure élevée à l'intérieur du ramollissoir. On peut se servir d'à peu près n'importe quel récipient de métal ou de verre assez grand. On peut aussi se procurer sur le marché des ramollissoirs en zinc, mais une grosse boîte à tabac ou à biscuits fera tout aussi bien l'affaire; même si elle rouille avec le temps, on peut facilement la remplacer. Un bac d'accumulateur en verre, un petit aquarium ou un gros récipient en terre cuite fermé avec une plaque de verre constituent aussi des chambres humides de bonne qualité. Un récipient, de forte taille par rapport au diamètre de son ouverture, favorise le maintien d'une humidité constante à l'intérieur même quand on y retire des spécimens. Une couche d'environ 4 cm d'épaisseur de substance poreuse – sable, coton hydrophile, papier buvard, bois de balsa, plâtre de Paris, carton-fibre, éponge synthétique, etc – est étendue au fond du bocal et saturée d'eau (fig. 66). La formation des moisissures, qui apparaissent sur les insectes au bout de 3 ou 4 jours, est réduite par l'addition de 15 mL de naphtaline, de paradichlorobenzène, ou encore d'une petite quantité de phénol ou d'acétate d'éthyle. Recouvrir le tout d'une couche d'environ 2,5 cm d'épaisseur de coton, d'une feuille de liège ou de carton-fibre, de manière à ce que les insectes ne soient pas en contact direct avec la couche imbibée d'eau, ce qui les endommagerait. Des gouttes d'eau peuvent se former par condensation à l'intérieur du couvercle et tomber sur les spécimens, surtout après une baisse soudaine de température. Pour prévenir pareille éventualité, on recouvre de coton l'intérieur du couvercle ou on couvre l'ouverture du récipient d'une serviette de papier avant de mettre le couvercle.

Les spécimens à ramollir sont étendus sur le liège ou le carton-fibre. Ne pas retirer de leur enveloppe les spécimens qui ont été mis en papillotes (*voir* p. 91) et éviter de trop les tasser dans le ramollissoir, car l'humidité pénètre lentement. Le temps requis pour le ramollissement dépend de la taille des spécimens et de la température. À température normale, les petits spécimens ne requièrent qu'une nuit. La plupart des

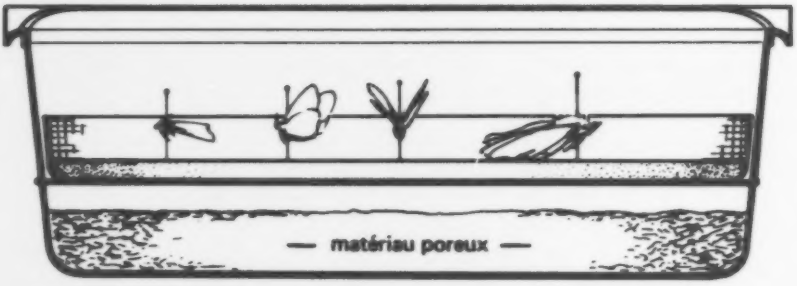

Fig. 66. Ramollissoir.

spécimens sont ramollis en 24 h, mais les très gros peuvent mettre plus de temps. Peu importe l'insecte, le fait de procéder rapidement au ramollissement et au montage tend à réduire sa décoloration ou sa détérioration. En gardant le ramollissoir chaud, on accélère le processus, qui se réduit, dans certains cas, à une heure, voire à une demi-heure. Toutefois, ce procédé n'est pas très recommandé, car on doit accorder une attention constante au ramollissoir pour éviter la condensation. Il est préférable de faire le ramollissement dans une pièce bien chauffée. Pour que l'humidité relative se maintienne à un pourcentage élevé dans le ramollissoir, on abaisse la température de la pièce pendant qu'on manipule les spécimens ramollis. Il ne faut pas que les insectes demeurent trop longtemps dans l'atmosphère humide du ramollissoir, car ils se décolorent et peuvent même se défaire. Pour enrayer le problème de la décoloration, si fréquent chez les insectes verts, on ajoute de l'ammoniac dans le ramollissoir. Nombre d'insectes verts ne peuvent être bien ramollis qu'une seule fois et se décolorent s'ils sont soumis à un second ramollissement. Lorsque vient le temps de l'étalage, on ne sort du ramollissoir qu'un insecte à la fois. Puis on attend d'avoir complètement terminé l'étalage d'un insecte avant d'entreprendre la manipulation d'un deuxième; les spécimens sèchent très vite et il suffit de quelques minutes pour qu'ils redeviennent cassants. Quand on retire les insectes du ramollissoir, on évite de les disposer directement sur une surface dure, comme le verre, car il y a formation de buée ce qui pourrait endommager les spécimens. Il convient donc de déposer les spécimens sur un morceau de papier, de liège ou de carton. On trouve dans le ramollissoir de Newman une épaisse couche de feuilles de laurier écrasées, qui conserve aux spécimens frais leur souplesse naturelle et favorise le ramollissement de ceux qui sont desséchés.

Les insectes peuvent être ramollis un par un dans le liquide de Barber ou dans une solution d'hydroxyde d'ammonium dont la concentration varie entre 30 et 50%. Ces liquides sont très utiles pour ramollir les insectes et replacer les appendices, et s'appliquent à l'aide d'un pinceau fin sur la partie à ramollir.

Nettoyage

On ne saurait trop insister sur l'importance du nettoyage. Pour éliminer les écailles de Lépidoptères et autres particules qui adhèrent souvent aux insectes récoltés dans un piège lumineux, dans un filet fauchoir ou dans un flacon sale, il faut souffler légèrement sur les spécimens ou les brosser délicatement avec un pinceau fin en poil de chameau. Souvent, il faut laver les spécimens. Les Coléoptères par exemple, qui n'ont ni écailles ni longues soies et dont les ailes ne sont pas fragiles, sont rincés dans un récipient contenant de l'ammoniac, et brossés délicatement si la saleté persiste. Pour ce faire, il est recommandé de diluer l'ammoniac concentré dans une quantité d'eau au moins égale, mais on peut aussi utiliser l'ammoniac d'usage domestique, ou seulement de l'eau. Les spécimens qui ont des soies, des écailles ou des ailes fragiles sont immergés dans l'alcool à 30%. Un bon trempage peut parfois suffire mais, dans la plupart des cas, il faut aussi brosser les spécimens avec un pinceau qu'on peut se fabriquer facilement, il suffit de couper un pinceau en poil de chameau de façon à ne laisser qu'environ deux douzaines de poils. Ensuite on taille cette touffe à 1 ou 2 mm de long et on resserre le métal du bout pour retenir solidement les poils.

Les spécimens montés sur triangles doivent d'abord être décollés en les trempant avec les triangles dans un solvant approprié. L'alcool éthylique à 30% sert pour dissoudre les colles solubles dans l'eau, l'alcool méthylique pour la gomme-laque, l'alcool éthylique à 90% pour le gel de gomme-laque, l'acétone ou l'acétate d'éthyle pour les colles plastiques, et le xylène pour le baume du Canada. Lorsque la colle est complètement dissoute, les spécimens sont lavés dans de l'alcool à 95%, et immergés ensuite dans de l'alcool à 30%. Les spécimens rendus graisseux par la décomposition de leurs organes internes sont dégraissés en les immergeant dans du benzène.

Un appareil à nettoyer à ultrasons, bien que coûteux, est très utile pour débarrasser les insectes sclérifiés de la saleté, de la graisse, des écailles de Lépidoptères et autres souillures dont ils peuvent être recouverts. Les spécimens à traiter sont d'abord placés dans une solution nettoyante puis soumis aux vibrations ultrasonores. Les solutions nettoyantes peuvent être un détergent, de l'ammoniac, de l'acétate d'éthyle ou de l'eau selon qu'il s'agit d'éliminer de la saleté, de la graisse ou des écailles de Lépidoptères. Les spécimens conservés dans l'alcool sont versés avec ce liquide dans la solution nettoyante. Les ultrasons sont surtout utiles pour éliminer les champignons. Les spécimens délicats, comme les acariens, certaines larves, les Hyménoptères et autres, doivent d'abord être traités par la solution de nettoyage avant d'être soumis aux vibrations.

Après avoir lavé les spécimens, on doit les faire sécher complètement avant de procéder au montage. Si les spécimens ont séché dans une posture convenable, il faut vite les déshydrater en les plongeant dans l'alcool à 95%, puis dans un bain d'alcool absolu, et les laisser sécher

ensuite sur un papier buvard. Si la posture des spécimens ne convient pas au montage, on les immerge dans un bain d'eau jusqu'à ce qu'ils soient assez ramollis et on replace les appendices. Puis on les retire de l'eau et on les dépose sur un papier buvard où on les laisse sécher pendant quelques minutes; ensuite on les met dans de l'alcool à 95%, puis dans un bain d'alcool absolu comme décrit plus haut. Les spécimens conservés dans l'alcool ou dans d'autres liquides de conservation sont traités de la même façon.

Des spécimens séchés gardés propres par l'utilisation de contenants nets sont préférables à ceux conservés dans des liquides; leur état de conservation est généralement meilleur, et leur manipulation est plus aisée tant pour les collectionneurs que pour les chercheurs.

Rangement temporaire en papillotes

Les gros insectes et les spécimens de taille moyenne sont piqués d'une épingle, de préférence tout de suite après la mort (*voir* p. 94). Si on doit attendre pour effectuer ce piquage, on range temporairement les insectes dans des tubes ou dans des papillotes.

Les espèces à larges ailes et à petit corps, comme les papillons et les libellules, sont placées dans des papillotes triangulaires. Pour confectionner ces papillotes, on se sert d'un morceau de papier de forme rectangulaire, mesurant entre 4 × 6 et 13 × 20 cm, replié comme indiqué à la figure 67. Un papier rigide est préférable pour que la pression qui résulte de l'empilage des papillotes n'endommage pas les spécimens.

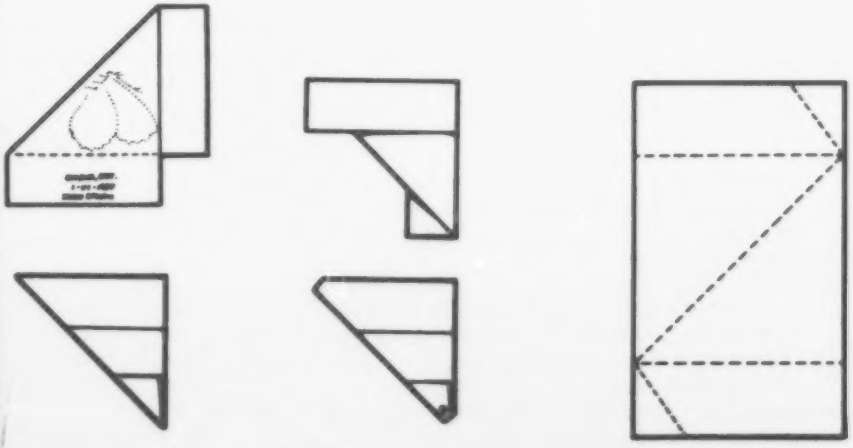

Fig. 67. Confection de papillotes pour le rangement des insectes ailés.

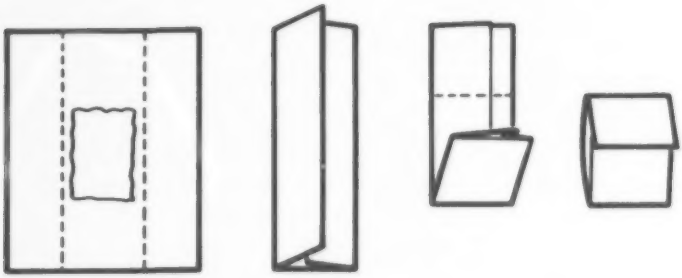

Fig. 68. Confection de papillotes pour le rangement des insectes en couches.

Certains collectionneurs préfèrent utiliser un matériau transparent comme la cellophane, car les insectes glissent dans ce type d'enveloppes mais elles ne conviennent que sous des conditions atmosphériques sèches et fraîches. Dans la plupart des cas, les spécimens rangés dans des enveloppes de cellophane sont la proie des champignons ou des bactéries. On ne met qu'un spécimen par papillote; ses ailes sont repliées sur le dos. Les insectes sclérifiés, comme les Coléoptères et les Hémiptères, sont rangés entre des couches de «Cellucotton» ou de papier-mouchoir dans des papillotes rectangulaires, confectionnées comme on l'indique à la figure 68. On peut glisser plusieurs spécimens dans chaque papillote.

On écrit toutes les données pertinentes sur la papillote et, pour en faciliter le classement, on indique aussi le nom de l'espèce et celui du groupe auquel les spécimens appartiennent. L'utilisation des papillotes présente toutefois un problème car elles ont tendance à s'ouvrir si on les manipule trop ou si elles sont rangées trop librement. Pour remédier à ce problème, on plie les papillotes à l'avance et on les range sous pression pendant quelques jours; ou bien on plie chacune des extrémités des papillotes, tout en prenant bien soin de ne pas endommager les insectes.

Les gros sujets à corps dur et dépourvus d'ailes, ou ceux dotés d'élytres durs, sont placés dans des tubes de papier dont la confection consiste à plier un morceau de papier autour d'un crayon comme indiqué à la figure 69. Là encore, on écrit les données pertinentes sur le papier avant de le plier.

Les papillotes ou les cylindres sont empilés assez fermement pour les maintenir en place sans endommager les spécimens. Pour protéger les insectes contre l'humidité et les parasites, la boîte dans laquelle on empile les papillotes doit être hermétique. Une boîte de métal est ce qui convient le mieux. Bien assécher les spécimens avant de les placer dans la boîte, sans quoi champignons ou bactéries risquent de les endommager. Mettre dans la boîte du gel de silice ou un autre produit comme agent déshydratant et de la naphtaline ou un autre produit comme insecticide. Si les

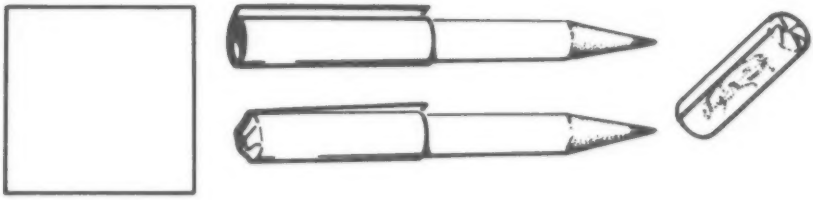

Fig. 69. Confection de cylindres de papier pour le rangement des grosses espèces.

papillotes ne remplissent pas la boîte, on comble l'espace vide avec du coton hydrophile. Au Canada, l'humidité et les parasites ne présentent normalement pas de problèmes si on prend les précautions requises. On peut donc ranger les papillotes dans de petites boîtes de carton ou de bois jusqu'à ce que les spécimens soient secs, ensuite on place ces boîtes dans un contenant plus grand, à l'épreuve des parasites.

Rangement temporaire au froid

On peut garder au réfrigérateur des spécimens frais pendant près d'une semaine, à condition de les placer avec une feuille verte dans un récipient hermétique pour prévenir leur dessiccation. On peut aussi garder des spécimens plus longtemps dans un congélateur, à une température d'environ -20°C, s'ils sont dans des contenants hermétiques. Si le contenant n'est pas hermétique, les spécimens gèlent et se dessèchent. Recouvrir de papier souple les parois intérieures du récipient pour éviter que les insectes n'entrent en contact avec les gouttelettes de condensation. Après avoir retiré les bocaux du congélateur, mieux vaut attendre que les récipients soient à la température de la pièce avant de les ouvrir pour éviter que des gouttelettes de condensation n'humectent les spécimens.

Rangement temporaire en couches

Le rangement en couches est la méthode la plus répandue et celle qui donne les meilleurs résultats pour le rangement temporaire de la plupart des petits insectes qui doivent être montés à sec ultérieurement. Les spécimens sont mis dans des boîtes à pilules, ou tout autre petit récipient, entre des couches d'un matériau doux comme du papier-mouchoir, du coton lustré ou du «Cellucotton». Il n'est pas recommandé d'utiliser des boîtes de métal, à cause des risques de condensation et des moisissures de même que de la ouate, car les appendices risquent de s'y accrocher et d'être endommagés. Les morceaux de papier-mouchoir sont coupés un peu plus grands que la boîte de sorte que leurs rebords soient quelque peu

relevés sur les parois; ceci a pour but de tenir les couches bien en place et de garder les insectes des différentes couches bien séparés. On insère plusieurs morceaux de papier-mouchoir ou de coton entre chaque couche d'insectes (fig. 70). On étend les insectes sur une même couche, sans qu'ils se touchent les uns les autres. À l'intérieur de chaque boîte, les couches sont comprimées assez pour éviter que les spécimens ne se brisent en se déplaçant. Pour ce faire, on recouvre de coton hydrophile la dernière couche de papier-mouchoir de sorte que les insectes restent bien en place une fois la boîte fermée. On écrit sur le couvercle de la boîte tous les renseignements pertinents et, afin d'éviter toute confusion, on ne met dans une même boîte que des spécimens ayant les mêmes données biologiques.

Fig. 70. Boîte à pilules contenant des couches d'insectes.

Épinglage

Les insectes sclérifiés peuvent être montés sur épingles de trois façons selon leur taille, leur structure, ou le groupe auquel ils appartiennent. Ces trois méthodes sont les suivantes: l'épinglage direct (fig. 71 à 82), consiste à enfoncer une épingle directement dans le corps de l'insecte; le montage sur des supports est une méthode selon laquelle l'insecte est collé sur la pointe d'un triangle de carton fixé au moyen d'une épingle; et une troisième méthode consiste à coller l'insecte sur le côté d'une épingle. Trop de collectionneurs ont tendance à piquer directement tous les spécimens dont le corps est assez gros pour recevoir une épingle. Cette méthode est souvent à déconseiller toutefois pour les insectes trop petits car les dommages ou déformations causés peuvent être tels qu'il devient difficile, voire impossible, d'identifier les spécimens. On aura donc tout avantage à ne piquer directement que les spécimens (Lépidoptères exceptés) vraiment trop gros pour être montés selon quelque autre méthode (*voir* «Application des méthodes», p. 138, pour plus de renseignements).

Pour le montage des insectes, on utilise des épingles entomologiques spécialement conçues à cette fin. Les épingles standard sont en acier émaillé on laqué noir. De diamètre variable, elles sont numérotées 000 (très fines), 00 ou 0, et de 1 à 5 (très grosses). Les plus utiles sont celles numérotées de 0 à 3. En théorie, les épingles sont toutes de même longueur soit d'environ 4 cm mais, en pratique, la longueur varie d'un fabricant à l'autre et même d'une épingle à l'autre à l'interieur d'un même paquet. Avant de commander des épingles, il est préférable de demander

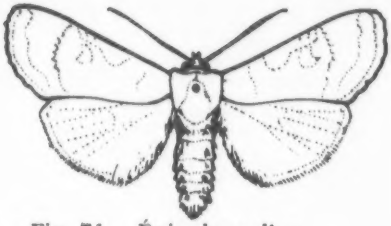

Fig. 71. Épinglage d'un Lépidoptère.

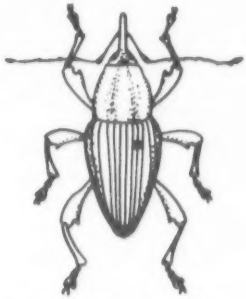

Fig. 72. Épinglage d'un Coléoptère.

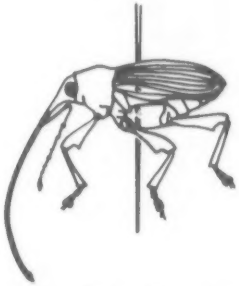

Fig. 73. Épinglage d'un Coléoptère, vue latérale.

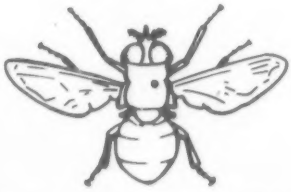

Fig. 74. Épinglage d'un Diptère.

Fig. 75. Épinglage d'un Hyménoptère ichneumoïde.

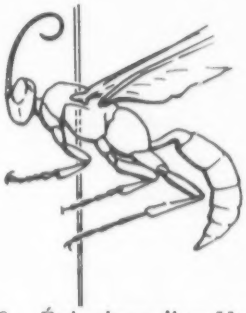

Fig. 76. Épinglage d'un Hyménoptère ichneumoïde, vue latérale.

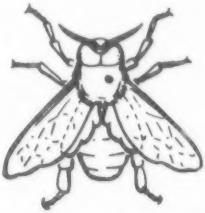

Fig. 77. Épinglage d'un Hyménoptère tenthrèdinoïde.

Fig. 78. Épinglage d'un Hyménoptère tenthrèdinoïde aux ailes déployées.

Fig. 79. Épinglage d'un Homoptère.

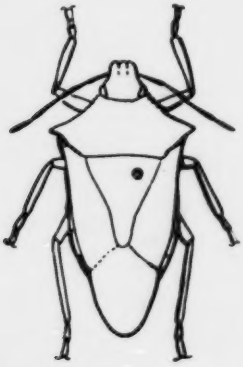

Fig. 80. Épinglage d'un Hémiptère.

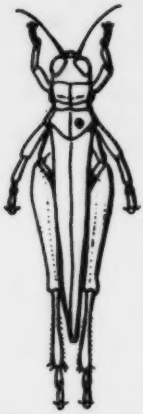

Fig. 81. Épinglage d'un Orthoptère.

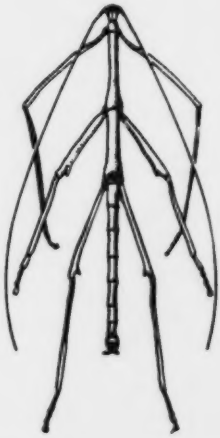

Fig. 82. Épinglage d'un Phasmide.

des échantillons parce que les épingles fabriquées dans divers pays peuvent porter le même numéro mais ne pas avoir le même diamètre (les épingles fabriquées en Tchécoslovaquie sont d'un point plus petites que les épingles de même numéro fabriquées en Allemagne), ou pour les essayer avant de les acheter. Les épingles ne doivent pas plier facilement (parce que trop effilées ou faites d'un métal trop mou), ni être émoussées; elles doivent avoir des têtes qui ne brisent pas facilement, être résistantes et flexibles et être recouvertes d'une laque de qualité qui doit résister à la rouille si les épingles sont placées 24 h dans des vapeurs d'eau. Les minuties sont des épingles en acier inoxydable, très fines, courtes et sans tête, qu'on utilise pour épingler les très petits spécimens grâce à un

montage sur deux épingles. Quel que soit le groupe auquel appartienne l'insecte à épingler, il n'est jamais recommandé d'utiliser des épingles coudées; elles sont de manipulation difficile durant l'examen des insectes, et les spécimens prennent facilement du jeu et peuvent ainsi être endommagés par accident. Lors de l'épinglage, les spécimens doivent être ramollis sans quoi les appendices risquent de se briser. En outre, les appendices doivent être disposés de manière à ce que toutes les parties du corps de l'insecte soient bien visibles pour en faciliter l'étude. Certains insectes doivent donc être étalés (*voir* p.100). Dans d'autres cas, il faut disposer les pattes pour qu'elles ne cachent pas le corps de l'insecte ou qu'elles ne se trouvent pas dans une position où elles risquent de se briser. Les antennes doivent être étendues à partir de la tête, et les ailes arrangées pour bien mettre en évidence la nervation et ne pas cacher le corps. Pour l'étalage des appendices, on se sert d'une aiguille fixée à un manche, d'une épingle à insecte, de pincettes ou d'un pinceau fin en poil de chameau.

Le matériel frais est plus facile à épingler et à manipuler que le matériel séché qu'il faut ramollir. Les risques de bris d'appendices sont en effet beaucoup plus grands pour les spécimens ramollis. On pique l'épingle verticalement dans le corps de l'insecte ou en l'inclinant très légèrement de manière à ce que la partie avant de l'insecte soit un tout petit peu soulevée. On pousse ensuite le spécimen sur l'épingle jusqu'à ce que son dos soit à environ 1 cm du haut de l'épingle. Ceci laisse assez d'espace au-dessus pour pouvoir saisir l'épingle entre les doigts ou avec des pinces entomologiques et au-dessous pour qu'il soit possible de placer toutes les étiquettes voulues. Il est plus facile d'examiner les spécimens et de les comparer lorsqu'ils sont tous montés à la même hauteur; cette uniformité donne aussi une belle apparence à une collection. On évite l'affaissement de l'abdomen des spécimens lourds en les piquant à une feuille de liège placée à la verticale jusqu'à ce qu'ils soient secs, ou en les mettant tout simplement dans une boîte placée verticalement.

On utilise des épingles d'aussi grande taille que possible sans endommager les insectes. Il importe que l'épingle soit insérée exactement à l'endroit qui convient, en fonction de leurs structures et de leurs groupes taxonomiques (*voir* «Application des méthodes», p. 138, pour plus de renseignements).

L'épinglage requiert le matériel suivant: des pincettes à pointes effilées, droites ou recourbées pour manipuler les spécimens non piqués (fig. 83), une paire de pinces entomologiques robustes (fig. 84) pour manipuler les spécimens, surtout ceux montés sur de petites épingles, un morceau de liège de bonne épaisseur, un morceau de balsa coupé à contre-grain ou de tout autre matériau mou mais quand même assez ferme et sur lequel on peut piquer temporairement les insectes avant l'étiquetage ou le transfert dans des boîtes de collection, et d'une planchette de bois dur ou de plastique percé de trous de différentes profondeurs pour placer à la même hauteur les cartons ou les étiquettes (fig. 85).

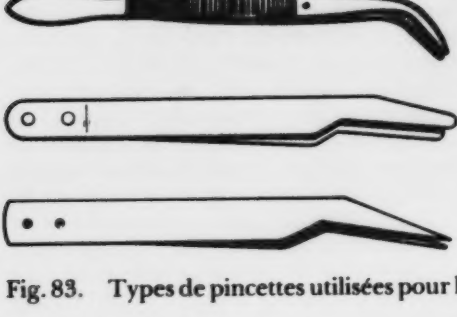

Fig. 83. Types de pincettes utilisées pour la manutention des spécimens.

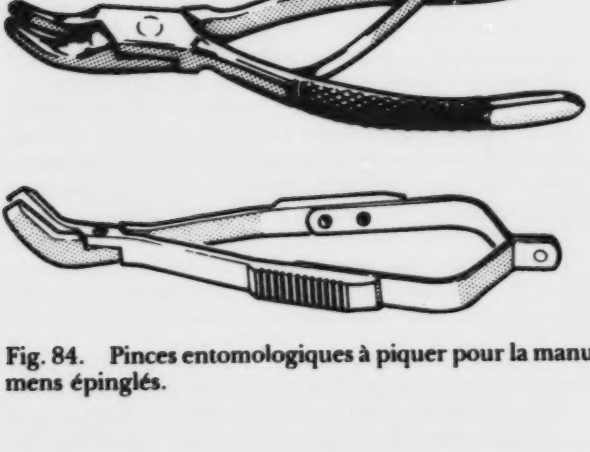

Fig. 84. Pinces entomologiques à piquer pour la manutention des spécimens épinglés.

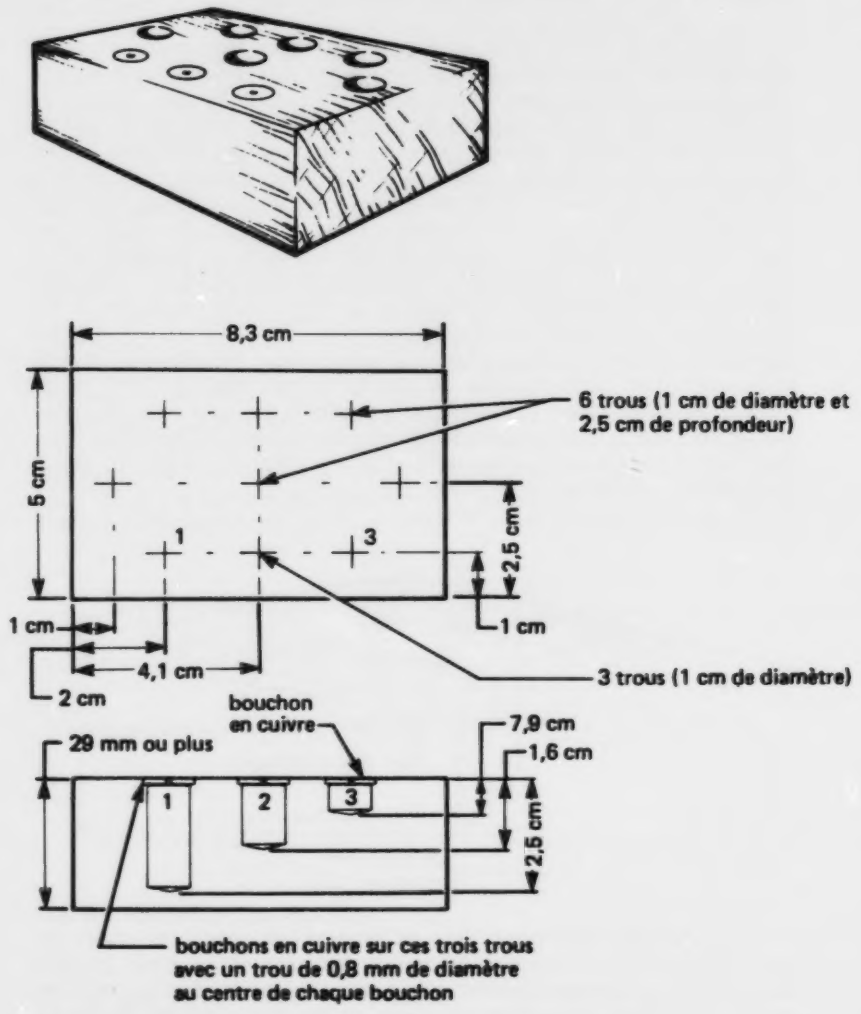

Fig. 85. Modèle de planchette à épingles.

Montage sur deux épingles

On ne peut, sans risquer de les endommager, manipuler les spécimens montés sur des épingles minutie ou les placer dans des boîtes de collection, car ces épingles sont trop courtes et trop fragiles. Pour contourner la difficulté, on adopte le montage sur deux épingles. Il s'agit de piquer le spécimen sur un petit morceau d'un matériau mou mais ferme, fixé au bout d'une épingle à insectes n°3 (fig. 86). On manipule alors le spécimen par la grosse épingle qui supporte de plus toutes les étiquettes voulues. Le meilleur matériau à utiliser pour ce type de montage est un champignon arboricole, de l'espèce *Polyporus*. Grandement utilisé en Europe, ce matériau est disponible, en Angleterre, en bandes de dimension appropriée chez plusieurs détaillants de fournitures entomologiques. En plus d'avoir la consistance voulue pour retenir les épingles, ce matériau d'un blanc pur, rehausse l'apparence des montages. Néanmoins, on peut utiliser des morceaux de liège, de moelle de tige végétale ou de balsa. Certains entomologistes n'aiment pas la méthode des deux épingles parce que les spécimens ainsi montés prennent plus de place et sont difficiles à examiner. La collection nationale du Canada compte très peu de spécimens montés de cette façon.

Fig. 86. Microlépidoptère monté sur deux épingles.

Étalage

Les ailes des insectes révèlent en général des caractères taxonomiques importants. La plupart du temps, les insectes meurent les ailes fermées ou repliées de telle sorte qu'un certain nombre de caractères sont cachés empêchant la comparaison rapide de plusieurs spécimens. Le problème est résolu en étalant les ailes à plat, bien horizontales et symétriques, et en les fixant ensuite dans cette position. Cette technique s'appelle l'étalage.

Le matériel requis se compose de plusieurs étaloirs de différents formats, de bandes de papier lisse et résistant, de cellophane ou de papier à calquer, ainsi que d'une bonne quantité d'épingles fines, dont certaines parmi les plus fines disponibles (n° 000).

L'étaloir est constitué de deux planchettes de bois tendre disposées à plat, parallèles l'une à l'autre, et séparées par une rainure dont le fond est recouvert de liège. La figure 87 montre un étaloir type. On peut se procurer des étaloirs chez les détaillants de fournitures entomologiques, mais il est facile d'en fabriquer soi-même. Les planchettes peuvent être de liège et recouvertes de papier glacé, ou encore de bois tendre dans lequel on peut enfoncer et fixer des épingles délicates. Le séquoia de Californie, le pin et le tilleul d'Amérique sont excellents pour cet usage. Si nécessaire, la face supérieure de l'étaloir est poncée au papier de verre fin pour éviter que les ailes ne s'accrochent aux aspérités et ne soient endommagées. Les planchettes peuvent être disposées bien à plat comme sur la figure ou légèrement relevées sur les bords extérieurs; on compense ainsi le léger affaissement éventuel des ailes lorsqu'on retire les spécimens de l'étaloir. Les bandes de liège ou de toile du fond de la rainure doivent être assez molles pour permettre d'y enfoncer facilement même les épingles fines qui plient aisément. Les étaloirs se présentent sous différents formats, dotés de surfaces d'étalage et de rainures plus ou moins larges selon le cas. La hauteur à laquelle sont étalés les insectes ne varie pas étant donné que les épingles sont à peu près toutes de même longueur quelle que soit leur grosseur. On trouve dans le commerce des modèles réglables très utiles pour qui n'a que quelques spécimens à étaler, mais la plupart des collectionneurs ont besoin de plusieurs étaloirs de formats différents.

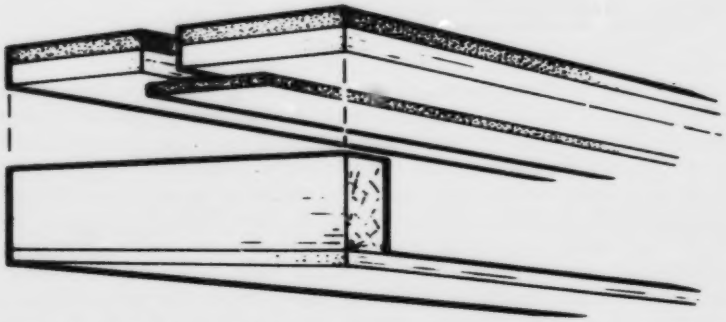

Fig. 87. Modèle d'un étaloir.

En principe, l'étalage est chose facile. Cependant, il faut de la pratique pour en arriver à étaler des spécimens de façon correcte et sans trop de difficulté. Les spécimens à étaler doivent être complètement ramollis. Choisir un étaloir dont le format convient à la taille du spécimen (fig. 88). Ne donner à la rainure que la largeur qu'il faut pour y glisser le corps de l'insecte; à défaut de quoi, il est difficile de placer les ailes dans la position voulue sans les endommager ou les déformer. L'étaloir doit aussi être assez large pour que les ailes ne débordent pas des côtés. On enfonce l'épingle verticalement dans la rainure de façon à ce que le corps de

Fig. 88. Étalage.

l'insecte soit bien aligné et en partie enfoncé dans la rainure, et que les ailes reposent partiellement déployées sur l'étaloir. On place ensuite les ailes une à une; insérer d'abord la pointe d'une épingle très fine (n° 000 de préférence) juste derrière une des nervures longitudinales principales de l'aile supérieure et déplacer l'aile vers l'avant sur la surface de l'étaloir. Si l'épingle n'est pas insérée juste derrière la nervure, l'aile peut se déchirer. Pour bien étaler la plupart des insectes, y compris les Lépidoptères, on déplace les ailes supérieures vers l'avant jusqu'à ce que leurs bordures postérieures soient placées de façon symétrique et forment un angle droit avec le corps. Puis, on ramène l'aile inférieure vers l'avant de la même manière jusqu'à ce que sa bordure antérieure (costale) se trouve juste en dessous de la bordure postérieure de l'aile supérieure. Cette dernière opération d'exécution, difficile chez certains insectes, est rendue aisée si on pique à angle une épingle dans l'étaloir de manière à soulever la partie postérieure de l'aile supérieure pour permettre à l'aile inférieure de glisser en dessous. Pour éviter que les ailes ne reprennent leur position originale, on applique l'une des deux techniques suivantes: ou bien on pique directement dans l'étaloir les épingles à travers les ailes (Cette technique a l'avantage d'être simple et rapide mais si elle n'est pas exécutée avec soin, on peut retrouver des trous disgracieux dans les ailes), ou bien on étale les ailes à l'aide d'une étroite bande de papier ciré assujettie sur l'étaloir tout près de la rainure; celle-ci est d'abord fixée à l'avant des

ailes, et tenue entre les doigts jusqu'à ce que les ailes soient dans la position voulue, puis épinglée derrière les ailes, de façon à ce qu'elle exerce une pression sur celles-ci et les tienne bien en place.

Un type d'étaloir spécial pour la préparation des petits Lépidoptères tire avantage des propriétés de l'électricité statique. L'étaloir (fig. 89) est constitué d'une planche de bois solide de 2,5 cm d'épaisseur, de 6,7 cm de largeur et de 30 cm de longueur. Deux entailles latérales, de 13 mm de largeur et de 3 mm de profondeur, sont faites sur le dessus; on y colle une lisière de liège de chaque côté ainsi que sous l'étaloir lui-même; toutes les surfaces sont alors bien rabotées. On colle ensuite une bande de plexiglas (ou de Lucite) de 2,5 cm de largeur et de 1,6 mm d'épaisseur, sur la partie centrale non entaillée de l'étaloir, en l'ayant préalablement scié sur les trois quarts de sa largeur à des intervalles de 2,5 cm. Les encoches doivent avoir moins de 1 mm de largeur. Après avoir collé la bande de plastique, percer des trous au centre de chaque encoche, au travers du bois mais sans perforer le liège qui sert de base à l'étaloir. Ces trous doivent être de la largeur des encoches; ils permettent de fixer les épingles dans le liège sous la planche de bois.

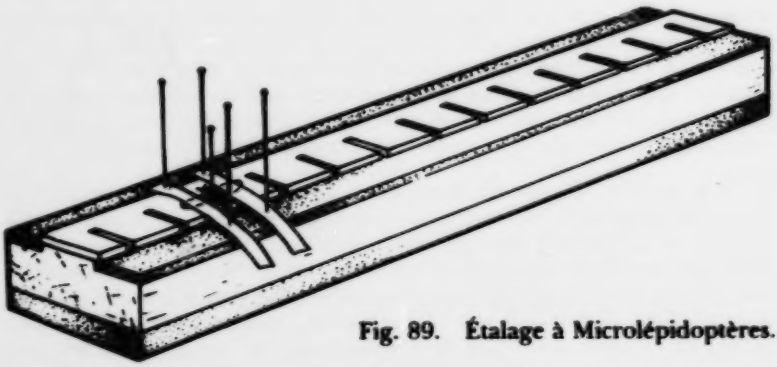

Fig. 89. Étalage à Microlépidoptères.

Quand on veut étaler un Microlépidoptère, on l'anesthésie légèrement dans un tube en verre chargé d'éther acétique. et on l'épingle aussitôt en enfonçant une épingle n° 000 ou une minutie au centre du thorax. Au besoin, on utilise un microscope pour plus de précision. On doit prendre soin d'insérer l'épingle perpendiculairement à l'axe longitudinal du corps de l'insecte. Comme le papillon n'est pas mort, ses muscles sont encore détendus, et, en soufflant délicatement derrière les ailes, on peut les déplacer jusqu'à ce qu'elles soient à demi étendues. Ensuite, on insère l'épingle dans le trou jusqu'à ce qu'elle se fixe dans le liège qui forme la base de l'étaloir. Quand un Microlépidoptère est encore vivant, l'électricité statique fait adhérer ses ailes et ses antennes au plastique. On manipule ces appendices et on leur donne la position voulue en utilisant

une épingle à insectes n° 000. Toutefois, on ne pique pas directement les ailes mais on se sert de l'épingle pour les soulever près du corps. Lorsque les ailes sont bien en place, on les recouvre de minces bandes de cellophane disposées de chaque côté du corps et épinglées aux extrémités dans le liège latéral. Ce travail terminé, le Microlépidoptère est tué en étant maintenu pendant 1 ou 2 min sous un tube renversé chargé d'acétate d'éthyle. À ce moment, l'attraction électrostatique cesse d'agir, mais les bandes de cellophane maintiennent les ailes en place jusqu'à ce que le Lépidoptère soit desséché et prêt à être retiré de l'étaloir.

Cette technique se prête très bien à l'étalage des Lépidoptères qui ont des ailes étroites et de longues franges, comme les Gracillariides, les Lyonetiides, les Coléophorides, les Nepticulides et les Tischeriides. D'exécution plus lente, cette méthode est plus sûre. Mais quelle que soit la méthode utilisée, l'étape suivante consiste à fixer une large bande de papier, de cellophane ou de papier à calquer sur l'étaloir de façon à ce qu'elle recouvre le bord extérieure de chaque paire d'ailes; cette précaution sert à éviter tout gondolage et toute déformation des ailes au cours de la dessiccation. Les bandes sont maintenues en place à l'aide d'épingles enfoncées de manière qu'elles ne touchent pas les ailes. Les antennes sont arrangées de façon symétrique à l'aide d'une aiguille et maintenues en position avec des épingles. Si l'abdomen a tendance à s'affaisser, on le soutient à l'aide d'épingles entrecroisées sous le corps ou encore on dispose l'étaloir à la verticale pour que l'abdomen sèche dans la position voulue. Les données pertinentes sont inscrites sur la bande de papier ou encore sur une étiquette épinglée sur l'étaloir à côté du spécimen.

Les étaloirs sont placés dans un endroit sec, aéré et à l'abri de la poussière jusqu'à dessiccation complète des insectes. Le temps requis dépend de la grosseur des spécimens, ainsi que de la température et de l'humidité ambiantes. Les spécimens frais mettent environ trois semaines à sécher, ou plus longtemps s'ils sont gros; les spécimens ramollis mettent normalement de quelques jours à une semaine à sécher. Si les insectes sont retirés de l'étaloir avant que leur dessiccation ne soit achevée, les ailes peuvent se lever ou s'affaisser. Le même phénomène peut se produire si on les retire par temps humide. Pour accélérer la dessiccation, on peut chauffer les spécimens dans un four, à basse température; une chaleur douce ne risque pas de les endommager. Mieux vaut laisser les insectes plus longtemps que moins sur l'étaloir. Quand on les retire des étaloirs, il faut prendre bien soin de ne pas briser leurs antennes ou leurs pattes.

Colles et montage sur triangles de carton

Il importe de bien choisir la colle qui sert à fixer les spécimens sur des triangles de carton ou des épingles. Les colles utilisées couramment présentent à la fois des avantages et des inconvénients. Néanmoins, on doit employer une colle tenace, assez liquide pour qu'on puisse l'utiliser en petites gouttes, et elle ne doit pas faire de fils.

Parmi les colles les plus courantes pour la préparation des petits insectes et des spécimens de taille moyenne, le shellac est probablement le produit qui donne les meilleurs résultats. Cette colle présente divers avantages: adhésive à souhait, elle peut être utilisée en petites quantités; elle est assez épaisse pour maintenir le spécimen en place pendant qu'elle sèche et elle met plus de temps à durcir ce qui permet d'éviter les difficultés qu'on rencontre au montage avec les colles à durcissement rapide; de plus, on peut prendre le temps voulu au cours du montage pour arranger le spécimen dans la position requise sur le triangle ou l'épingle. Une fiole de verre comme celle présentée à la figure 90 est utile pour le montage au shellac. On trempe l'aiguille du bouchon dans la colle et la quantité qui y adhère devrait suffire pour environ 20 min de montage. Le shellac épaissit peu à peu à mesure que le solvant s'évapore; on a donc intérêt à monter d'abord les petits spécimens et à réserver les plus gros pour la fin de la période de 20 min. Après un certain temps, le shellac devient trop épais, il suffit alors d'y ajouter quelques gouttes d'alcool polyvinylique ou d'alcool éthylique à 95% pour l'éclaircir.

Fig. 90. Fiole à couvercle à pas de vis pour le gel de gomme-laque.

Comme le shellac, la gomme-laque pure et translucide présente le double avantage de pouvoir être utilisée en toutes petites quantités pour le collage des insectes et de ne pas se contracter en séchant. Cependant cette colle a tendance à perdre ses propriétés adhésives dans une atmosphère chaude et humide, et on ne peut l'utiliser pour monter des spécimens qui ont été conservés dans l'alcool méthylique. Enfin, les débutants peuvent être portés à trop la diluer. Les colles trop liquides sont épaissies en versant une petite quantité dans une boîte de Pétri et en les laissant reposer jusqu'à ce qu'elles aient la consistance voulue; puis on les range dans une bouteille ou un tube hermétiques. Pour empêcher la colle de sécher, on ajoute de temps à autre quelques gouttes d'alcool méthylique.

La colle cellulosique et les autres colles plastiques transparentes ne présentent aucun avantage spécial mais ont de sérieux inconvénients. La transparence ne constitue pas un avantage en soi; le solvant s'évapore si

vite qu'une pellicule se forme dès que le contenant est ouvert, ce qui a pour effet de rendre le montage difficile; de plus, ces colles se contractent beaucoup en séchant; enfin elles n'adhèrent pas aux spécimens graisseux ou humides. Toutefois, il se peut que les nouvelles colles plastiques récemment mises au point donnent de meilleurs résultats que celles dont on a pu faire usage dans le passé.

L'utilisation de triangles de carton est peut-être la méthode de montage la plus répandue pour les petits insectes séchés (sauf les Diptères). Comme nous l'avons déjà mentionné dans la description de l'épinglage direct, il arrive souvent que des insectes qui auraient dû être montés sur des triangles, et ne l'ont pas été, aient été endommagés. (Pour plus de renseignements quant à l'application du montage sur triangles et sur épinglage, *voir* «Application des méthodes», p.138). La méthode du montage sur triangles consiste à coller les insectes sur la pointe d'un petit triangle de carton mince qui est lui-même monté sur une épingle. La technique paraît simple, mais il faut éviter plusieurs erreurs pour que les spécimens soient montés de façon à rendre leur examen et leur identification aisés. Malheureusement, certains collectionneurs sont trop négligents ou pas assez minutieux de sorte que certains spécimens nécessaires à leurs propres travaux ou de grande valeur taxonomique sont irrémédiablement perdus.

Les triangles sont faits de papier fort ou de carton mince, flexible mais assez raide et résistant, dans lequel une épingle peut être solidement insérée. Le carton Bristol duplex représente le matériau idéal. Les triangles faits de celluloïd ou d'autres matériaux du même genre n'offrent aucun avantage spécial par rapport aux triangles de carton tout en ayant certains inconvénients. On utilise des triangles tronqués, de 8 mm de côté, 2,5 mm à la base et 0,7 mm au sommet, pour monter la plupart des insectes (fig. 91). Les très petits spécimens de moins de 2,5 mm de long sont montés sur triangles non tronqués. On taille les triangles à l'aide d'un poinçon spécial, en vente chez les détaillants de fournitures entomologiques. Le poinçon doit être de bonne qualité et bien tranchant pour que les triangles découpés soient bien lisses sur les côtés. On peut aussi découper des triangles de 8 mm de largeur sur une simple bande de carton, à l'aide de ciseaux ou d'une lame de rasoir, comme on l'indique à la figure 92. Cette dernière méthode n'est pas recommandée; car les triangles ont un aspect grossier, sans uniformité de dimensions et de forme.

Fig. 91. Triangles.

Fig. 92. Découpage des triangles.

L'épingle (n° 3) est insérée à la base du triangle, à distance égale des trois côtés, jusqu'à ce que le triangle se trouve à environ 1 cm de la tête. Tous les spécimens peuvent être montés à la même hauteur en utilisant une planchette de bois dur ou de plastique dans laquelle on a ménagé des trous de profondeurs appropriées, ou une planchette graduée percée de trous (fig. 93).

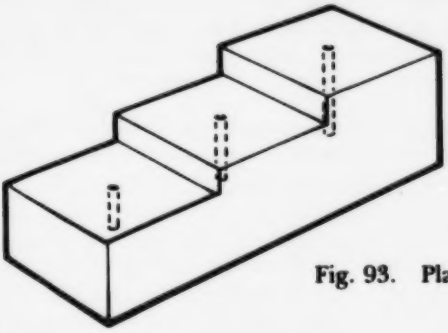

Fig. 93. Planchette à épingles à gabarits.

On ne met qu'un triangle par épingle et qu'un spécimen par triangle. Cette règle est générale sauf dans le cas des insectes capturés en copulation et qui peuvent alors être montés deux à deux, ou dans celui des parasites d'un même hôte.

Le but principal du montage est d'assurer une bonne présentation de l'insecte pour son identification et son étude; on doit donc veiller à ce qu'aucune partie importante du point de vue taxonomique ne soit dissimulée par la colle ou le triangle. Une erreur courante consiste à employer trop de colle; parfois même le triangle n'est plus qu'un amas de colle d'où émerge en partie le corps de l'insecte. Il faut donc utiliser le minimum de colle nécessaire pour tenir le spécimen. La quantité varie selon le type de colle employée, mais il suffit d'un tout petit peu d'expérience pour se rendre compte que la quantité requise, quelle que soit la colle, n'est d'habitude pas plus que le dixième de la quantité jugée minimale. Il existe, sur le corps de l'insecte, un endroit idéal pour le fixer sans dérober à la vue des structures importantes du point de vue taxonomique. Il s'agit de la face latérale du thorax, sous les ailes, l'extrémité du tergum et au-dessus, ou entre les points d'insertion des pattes. Même si le triangle et la colle cachent un des côtés du thorax, l'autre côté demeure bien en vue. Le triangle ou la colle ne doivent pas cacher la face dorsale ou la partie centrale de l'abdomen dans le montage de la plupart des groupes d'insectes et ni toucher la tête, l'abdomen, ou les ailes.

Le corps de l'insecte doit être placé à l'horizontale au montage. Comme les côtés du thorax sont en général convexes, on replie l'extrémité des triangles à l'aide d'une pince à un angle déterminé en fonction de la

taille et de la forme des spécimens. Ainsi, on monte sur un triangle droit (non replié) un insecte dont le thorax est plat sur la face inférieure, et on replie à angle droit l'extrémité d'un triangle sur lequel on veut monter un insecte dont les côtés du thorax penchent à la verticale. Dans la plupart des cas, l'extrémité du triangle doit être repliée suivant un angle inférieur à 90° (fig. 94).

Au moment du montage sur triangles, les spécimens doivent être souples pour éviter le bris d'appendices lors de l'étalage requis. Les insectes frais sont plus faciles à monter et moins susceptibles d'être endommagés que les sujets séchés qui ont subi un ramollissement.

Un spécimen convenablement monté sur triangle doit avoir le corps horizontal, et l'épingle doit être insérée verticale, perpendiculairement à la hauteur du triangle.

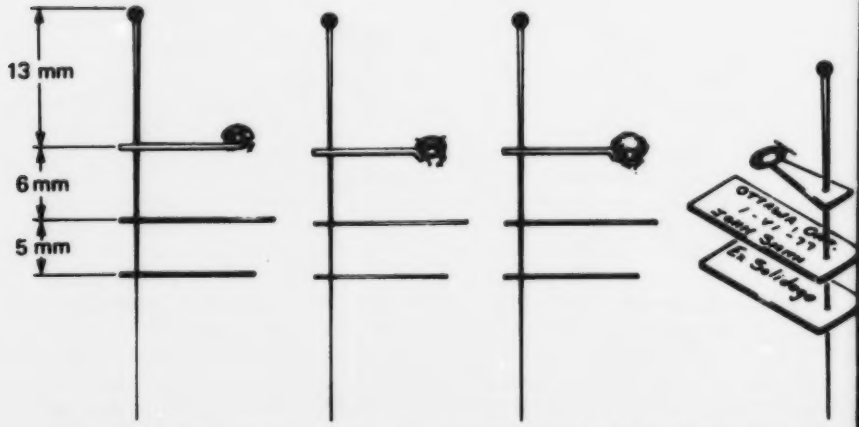

Fig. 94. Spécimens montés sur des triangles selon la bonne inclinaison et position relative des étiquettes et des triangles sur les épingles.

On monte un spécimen sur triangle en le plaçant sur le dos ou sur le côté gauche, les pattes vers soi. L'insecte est maintenu dans cette position avec les doigts ou placé sur le bord d'un petit morceau de bois de hauteur appropriée. Certains collectionneurs utilisent une planchette de bois rainurée sur le bord pour monter des séries de spécimens; les insectes sont d'abord alignés dans la rainure, leurs appendices sont bien disposés, puis ils sont collés aux triangles. Un morceau de bois de 2,5 × 2,5 × 10 cm rainuré de différentes façons est très pratique. On enduit de colle l'extrémité du triangle; et on presse son extrémité contre le côté droit du thorax; en tenant l'épingle la tête en bas, on retourne ensuite l'insecte à l'endroit et on ajuste sa position avec les doigts ou une aiguille. Au cours de l'ajuste-

ment, on veille à ce que le spécimen adhère fermement au support. Si un spécimen lourd pivote sur le triangle, on le redresse quand la colle commence à épaissir et durcir. Lorsque tous les spécimens sont montés, on vérifie si tous adhèrent bien à leur triangle. Les spécimens mal montés sont décollés en dissolvant la colle avec un solvant approprié (*voir* p. 90) puis séchés et enfin remontés. Le collectionneur inexpérimenté aura avantage à pratiquer sur des spécimens quelconques afin de perfectionner sa technique avant d'entreprende le montage de spécimens de valeur.

Conservation dans des liquides

Presque tous les Arachnides, la plupart des larves et des nymphes, et un grand nombre d'insectes adultes ont un corps mou et doivent être conservés dans des liquides qui empêchent leur décomposition, préviennent leur rétrécissement et gardent leurs organes internes assez souples pour qu'on puisse les disséquer par la suite. De nombreux liquides de conservation ont été mis au point à des fins particulières et ceux dont il est question dans le présent ouvrage sont les plus utilisés.

On peut mettre directement dans un liquide de conservation des arthropodes morts ou vivants. S'ils sont vivants, le produit pénètre plus facilement par les stigmates, la bouche, ou l'anus. Par contre, ils ratatinent souvent du corps ou des appendices. Les insectes tués dans l'eau chaude restent, (*voir* p. 86) en général, dodus et souples; de plus cette méthode neutralise rapidement l'action bactérienne qui produit la décomposition des organes internes des gros insectes. Il est parfois recommandé de faire une incision ou un trou dans le corps des gros insectes pour favoriser la pénétration rapide du produit de conservation.

Les produits de conservation sont en général trop dilués par les liquides internes des arthropodes lors de leur conservation à moins que leur volume ne soit au moins 30 fois supérieur à celui des spécimens. Par conséquent, on doit remplacer la solution originale par du liquide frais un à deux jours après y avoir mis les spécimens. Le liquide est changé à nouveau une semaine ou dix jours après. Sans cela, les insectes ne se conservent pas bien.

L'alcool de grain (éthylique) entre 70 et 80% est le produit le plus utilisé. L'alcool éthylique commercial contient environ 95% d'alcool éthylique pur; les 5% restant sont de l'alcool méthylique et d'autres liquides. À moins d'avis contraire, lorsqu'il est question d'alcool dans le présent ouvrage, il s'agit d'alcool dont le pourcentage varie entre 70 et 80%. S'il est difficile d'obtenir de l'alcool éthylique, on peut utiliser à la place de l'alcool isopropylique. L'alcool a comme inconvénient de décolorer certains insectes et de rendre les tissus organiques fragiles. Une dissection ultérieure devient donc presque impossible, surtout si l'alcool utilisé a une concentration plus élevée que 70 à 80%. Le durcissement des tissus peut être

réduit en ajoutant à l'alcool de l'acide acétique à 10%. Les insectes placés dans ce mélange restent toujours souples et sont faciles à disséquer. Le mélange fait un peu gonfler les tissus mous, mais c'est souvent une bonne chose, surtout si on veut disséquer l'appareil génital. La glycérine, en solution de 2 à 5%, ajoutée à l'alcool, empêche les insectes de se déshydrater si l'alcool s'évapore. Les spécimens conservés dans cette solution doivent d'abord être lavés à l'eau afin d'éliminer toute trace de glycérine. Les déformations fréquentes chez les spécimens conservés dans l'alcool sont réduites dans une grande mesure, en plaçant ces spécimens dans de l'alcool à 40%, chauffé jusqu'à ébullition; les insectes sont ensuite transférés dans l'alcool frais de 70 à 80%.

Certains entomologistes préfèrent le liquide d'Oudemans (*voir* «Formules», p.194) pour conserver les acariens qui y meurent, les appendices en position étendue, ce qui facilite par la suite leur orientation lors des préparations microscopiques.

La solution AGA garde les insectes mous et souples. Cette solution est utile pour l'étude de l'anatomie externe; elle provoque un certain gonflement qui permet une meilleure observation des faces ventrale et dorsale de chaque segment. Toutefois, ce produit a tendance à décolorer et à ne pas empêcher la décomposition des tissus internes. De nombreux entomologistes préfèrent utiliser la solution AGA, plutôt que l'alcool, pour conserver les petits insectes.

Le liquide de Pempel empêche aussi le durcissement et rend donc la dissection facile. Toutefois, il présente un inconvénient qui est commun à toutes les solutions qui contiennent du formaldéhyde: les spécimens conservés dans ce liquide sont difficiles à traiter ensuite dans une solution caustique; ils deviennent fragiles et les tissus ne se dissolvent pas facilement. Il est conseillé de ne pas utiliser de formol (formaldéhyde à 40%), un produit de conservation courant, pour les préparations histologiques, cytologiques ou pour d'autres études spéciales des insectes et des arachnides.

Voici une méthode simple et efficace pour conserver des spécimens comme les grosses larves, tout en les gardant propices à la dissection même après plusieurs années. Premièrement, une incision pratiquée dans le corps de l'insecte va permettre au liquide de pénétrer rapidement. Deuxièmement, les spécimens sont mis dans une solution de 5% d'hydrate de chloral, solution qui est chauffée pendant une minute ou deux presque jusqu'à ébullition. Les spécimens sont retirés de la solution et séchés sur un buvard pendant environ 5 min, puis remis dans une solution de 5% d'hydrate de chloral. Après environ une semaine, les spécimens sont séchés à nouveau et conservés en permanence dans une nouvelle solution d'hydrate de chloral.

Si l'on veut conserver les sujets pour un examen histologique ou cytologique ou autre étude spéciale, on doit d'abord lire les ouvrages sur les fixateurs et autres produits recommandés ou consulter un spécialiste.

Les arthropodes sont conservés dans des fioles en verre de dimension appropriée à la taille et au nombre de spécimens qu'on veut y placer. Chaque fiole doit être munie d'une étiquette en papier de bonne qualité sur laquelle les données sont imprimées ou écrites à l'encre de Chine. Si les spécimens sont fragiles, on met de la ouate dans la fiole afin de les empêcher d'être secoués et endommagés. Remplir complètement la fiole de liquide pour éviter la formation de bulles d'air. Les petits insectes sont rangés dans de petites fioles remplies du produit de conservation et bouchées avec de la ouate; les petites fioles sont elles-mêmes placées à l'envers dans un bocal muni d'un couvercle qui visse, en partie rempli du liquide de conservation (fig. 95). Il est plus pratique de ne mettre qu'une seule rangée de fioles autour du bocal et de les y maintenir par un gros tampon de ouate, placé au centre, car si le bocal est rempli de fioles, il est plus difficile de trouver celle qui nous intéresse. Cette dernière méthode est recommandée pour les spécimens que l'on n'a pas à manipuler souvent, car l'évaporation du liquide de conservation est très réduite. Il est plus pratique d'utiliser des fioles plus grosses, fermées par des bouchons de néoprène, pour les spécimens qu'on manipule plus souvent. Des fioles à goulot renforcé (fig. 96) ayant 65 par 19 mm et d'une capacité de 10,6 mL conviennent pour la plupart des insectes, et les bouchons ferment assez hermétiquement pour empêcher l'évaporation. Cependant, il est parfois difficile d'en retirer les insectes. Par contre, des fioles à fond plat permettent de retirer très facilement les spécimens, mais l'évaporation y est plus grande. On doit utiliser des bouchons en néoprène de la meilleure qualité et éliminer les bulles d'air avant de ranger le tube. Quand une fiole est remplie de liquide, il faut insérer une épingle ou une broche entre la paroi de la fiole et le bouchon pour laisser l'air s'échapper. On enlève l'épingle ou la broche une fois que le bouchon est en place. Les fioles à goulot renforcé, de 10,6 mL, avec bouchons de néoprène sont excellentes, et les collections ainsi préparées se conservent pendant de nombreuses années sans sécher.

Pour remettre en état les acariens et autres petits arthropodes desséchés par accident, on les place dans de l'acide lactique de 50 à 80%, pendant deux jours et on les remet ensuite dans l'alcool.

Fig. 95. Récipient muni d'un couvercle à pas de vis, contenant des spécimens en tubes.

Fig. 96. Fiole fermée par un bouchon de néoprène, contenant des spécimens.

Conservation à sec des insectes non sclérifiés

Il y a deux méthodes courantes pour monter à sec les insectes non sclérifiés et autres animaux du même genre qui sont habituellement conservés dans des liquides. En général, les spécimens montés à sec sont destinés à être exposés, car la plupart ne se prêtent pas aussi bien à l'étude que ceux conservés en alcool. La méthode la plus répandue consiste à souffler de l'air ou à injecter de la cire dans le corps de l'animal préalablement vidé puis à le faire sécher. Une autre méthode consiste à remplacer l'eau du corps des insectes par un liquide qui durcit les tissus de façon à empêcher qu'ils ne se déforment ou décomposent. Enfin, on peut enchasser les spécimens dans du plastique transparent. Nous décrivons seulement la première méthode dans le présent ouvrage.

La méthode s'applique aux chenilles et autres larves du même genre. Les couleurs des spécimens gonflés, à l'exception des verts, se conservent mieux que chez les spécimens conservés dans des liquides; par contre, il arrive souvent que les poils ou les soies tombent et, bien sûr, il n'y a plus d'organes internes. La méthode du gonflement des insectes est la suivante: il s'agit de souffler de l'air dans le corps vide de l'animal comme dans un ballon et de le faire sécher ainsi dans un four jusqu'à ce qu'il soit complètement durci. Pour ce faire, on a besoin du matériel suivant (fig. 97): un morceau de tube de verre effilé à une extrémité (ou morceau de paille), des pincettes fabriquées à partir de bouts de ressort de montre ou d'épingles à cheveux, et fixées, à l'aide de fil métallique, à l'extrémité effilée du tube de verre, un petit four, qui peut être constitué par une boîte métallique vide placée au-dessus d'une lampe à alcool, ouverte au fond et munie d'un trou latéral, d'un crayon rond, d'épingles, de brins de paille ou de bouts de fil métallique mou et de la colle.

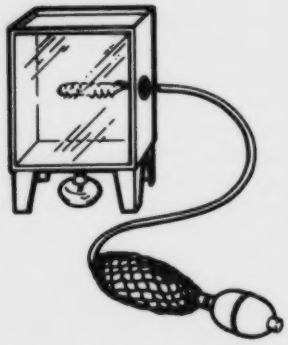

Fig. 97. Appareil servant à souffler les peaux larvaires.

Procéder de la manière suivante pour le gonflement: la larve est d'abord tuée dans l'eau chaude et étendue sur un papier buvard; puis, on pratique une incision autour de l'anus avec des ciseaux ou une lame de rasoir tranchante afin d'en détacher l'intestin; la larve est vidée en faisant rouler le crayon tout le long du corps, à partir de la capsule céphalique; ensuite, on introduit le bout effilé du tube de verre dans l'anus et, avec des pinces, on le fixe au tube. On souffle de l'air dans le corps de façon soutenue avec la bouche ou à l'aide d'une poire en caoutchouc à double action et à pression constante, tout en maintenant le spécimen dans le four. La larve, ainsi gonflée, sèche rapidement et, si la pression de l'air n'est pas trop grande, elle garde son apparence naturelle. La température du four ne doit pas être trop élevée, autrement, la peau peut roussir et les couleurs se détériorer. Une fois séchée, la peau est retirée du four, détachée du tube et montée. À l'aide d'une seringue hypodermique, on peut aussi injecter, à la place de l'air, de la cire d'abeille fondue ou une préparation moitié cire d'abeille moitié paraffine. Les spécimens traités de cette façon sont moins fragiles; de plus, la cire peut être teinte de la même couleur que la larve vivante. Le montage des spécimens gonflés peut se faire de deux façons, soit en collant les pattes à un brin de paille retenu à un bout par une épingle, soit en insérant dans l'anus un petit morceau de liège effilé, couvert de colle et attaché à un fil métallique mou, lui-même enroulé à l'autre bout sur une épingle. On peut aussi piquer l'épingle directement dans le morceau de liège. Étant donné que l'incision pratiquée dans la région anale de la larve peut détruire certaines de ses structures il est recommandé de gonfler par la tête quelques larves de chaque espèce.

Il est possible, avec de la peinture, de redonner aux larves gonflées ou aux spécimens traités par des produits chimiques leurs couleurs naturelles à la condition de savoir ce qu'elles étaient et où elles se trouvaient. Des photographies en couleurs d'insectes vivants sont donc très utiles à cet égard. Cependant, ce sont les insectes conservés dans des liquides, accompagnés de leurs photographies en couleurs lorsqu'ils étaient vivants, qui sont les plus appropriés pour l'étude.

La lyophilisation des arthropodes non sclérifiés et des insectes immatures est une méthode récente très utile quand il s'agit de traiter des spécimens qu'on veut exposer. Les spécimens ainsi traités gardent leurs couleurs et ils ont l'air naturels et vivants. Il s'agit de déshydrater sous vide et à froid des insectes, à des températures inférieures au point de congélation. Pour de plus amples renseignements sur les méthodes de lyophilisation, consulter la bibliographie. Des résultats similaires peuvent être obtenus en épinglant des spécimens et en les plaçant dans un congélateur pendant de longues périodes afin de les laisser sécher.

Préparations microscopiques

Insectes On a mis au point plusieurs techniques spéciales de préparation, de coloration, et de montage d'insectes entiers ou de parties pour l'étude au microscope. Dans le présent ouvrage, on trouve la description de quelques-unes de ces méthodes. Certaines d'entre elles s'appliquent aux collections générales et sont expliquées ci-dessous; d'autres concernent uniquement certains groupes taxonomiques et sont décrites dans un chapitre ultérieur intitulé «Application des méthodes», p. 138. On explique aussi, dans le présent chapitre, les modifications à apporter ou les alternatives possibles dans des cas spéciaux et on obtiendra des renseignements supplémentaires en consultant la bibliographie à la fin.

La préparation préliminaire d'un insecte ou d'une partie d'insecte, comme les pièces génitales, consiste habituellement à enlever les parties molles afin de mettre en évidence les membranes et ses sclérites. En général, les parties molles se dissolvent dans de l'hydroxyde de potassium (KOH) en solution à 10% dans de l'eau distillée, mais il est préférable d'utiliser une solution moins concentrée pour les pièces délicates. On laisse les spécimens dans la solution jusqu'à la dissolution des parties molles; le temps requis pour cette opération peut varier de quelques minutes à un jour ou plus selon la taille, la nature et l'état des spécimens. Une façon pratique de procéder est de placer les spécimens dans un récipient de verre à fond plat, d'une largeur de 14 mm et d'une profondeur de 7 mm, ou d'une autre grandeur appropriée, et de remplir de la solution. Les petits insectes peuvent être traités sur une lame concave et on peut accélérer le procédé en chauffant la solution, ce qui réduit le temps requis de 1 à 20 min. La solution est chauffée dans une capsule de Stender ou dans une capsule de porcelaine que l'on pose sur une plaque chauffante ou dans un bain-marie. Ne pas laisser la solution, car cela endommage souvent les spécimens et détruit les plus délicats; chauffer juste assez pour que le liquide frémisse quelque peu. Ajouter de l'eau de temps à autre, à mesure que la solution s'évapore, car l'évaporation augmente la causticité, ce qui peut facilement abîmer les sujets. Seule l'expérience peut enseigner combien de temps il faut faire chauffer la solution pour obtenir les meilleurs résultats, selon chaque cas. Toutefois, il vaut mieux chauffer légèrement car, si on chauffe trop, les dommages sont irréparables.

Une fois les parties molles dissoutes, on rince les spécimens pour éliminer toute trace de produit caustique. Un fil métallique terminé en boucle à un bout s'avère très utile pour sortir les spécimens de la solution. À l'aide d'une loupe binoculaire, on fait sortir toute partie molle liquéfiée à l'intérieur en exerçant une légère pression avec une aiguille. Enfin, s'il n'est pas nécessaire de colorer le sujet, on le monte en utilisant une des méthodes décrites dans les paragraphes suivants.

Certaines structures sont trop transparentes pour être facilement étudiées, soit parce qu'elles sont naturellement peu ou pas pigmentées et peu sclérifiées ou parce qu'elles ont été ramollies ou dépigmentées par un séjour trop long dans un produit caustique. Il faut alors les colorer. Un bon colorant pour la chitine est la fuchsine de Ziehl. On place les spécimens dans un petit récipient rempli de colorant, aussi longtemps que cela est nécessaire, jusqu'à 12 h ou plus. Un séjour prolongé dans ce produit n'est pas dommageable, car on peut diminuer l'intensité d'une coloration excessive en plaçant le spécimen dans l'alcool à 95% additionné de 3% d'acide chlorhydrique (concentration exprimée en volume) jusqu'à ce qu'il retrouve la couleur souhaitée.

On peut toutefois monter des spécimens ou des structures avec ou sans les traitements préliminaires décrits ci-dessus, en utilisant une des deux façons suivantes: soit dans une microfiole, ou soit entre lame et lamelle. Les microfioles présentent les avantages suivants: on peut examiner le contenu sous n'importe quel angle et disséquer les pièces à n'importe quel moment, mais surtout, les pièces sont toujours gardées ensemble et montées sur la même épingle que l'insecte. Par contre, une préparation microscopique constitue un montage permanent moins susceptible d'être endommagé en cas d'accident; de plus, elle permet l'examen et la comparaison rapides de plusieurs préparations entre elles.

Les microfioles sont des tubes d'environ 10 à 15 mm de hauteur et de 4 à 5 mm de diamètre. Les bouchons, de forme cylindrique, sont faits de liège d'excellente qualité. On trouve aussi sur le marché des microfioles semi-transparentes en polyéthylène, munies de bouchons de caoutchouc synthétique imperméables et ne réagissant pas à la glycérine. La plus grande transparence des microfioles de verre permet de mieux observer l'insecte *in situ*. On met une toute petite goutte de glycérine au fond à l'aide d'une seringue hypodermique. Une erreur courante est de mettre trop de glycérine, laquelle pénètre et dissout le bouchon de liège, brunissant les pièces, corrodant l'épingle, et finalement détruisant même l'étiquette et le spécimen épinglé. On évite ce genre de problèmes en utilisant des microfioles en polyéthylène, car la glycérine ne monte pas le long de leurs parois. On utilise juste assez de glycérine pour couvrir la pièce. La glycérine ne doit pas recouvrir les parois du tube car, si elle pénètre dans le bouchon, le contenu de la fiole va sécher. La pièce est mise dans la glycérine, au fond de la fiole; on bouche ensuite la fiole et fixe le bouchon à la même épingle que celle sur laquelle se trouve l'insecte dont provient la pièce (fig. 98). Une fois l'épingle en place, la microfiole devrait

Fig. 98. Microfiole contenant des parties disséquées d'un spécimen épinglé.

pencher quelque peu vers le bas afin que la glycérine reste dans le fond bien que cela ne soit pas nécessaire si ses parois sont sèches. Lorsqu'on veut étudier une pièce, on débouche d'abord la fiole, on la retire avec un fil métallique mou dont un bout est enroulé sur une épingle ou avec des pincettes fines et on l'étudie dans la glycérine placée dans un verre de montre ou dans une lame creuse à l'aide d'un microscope. Il faut faire attention, lorsqu'on replace la pièce dans la fiole, de ne pas enduire les parois de glycérine, ce qui risque de désagréger le bouchon à son contact. Les microfioles sont surtout utiles pour conserver ensemble les pièces génitales et l'insecte dont elles proviennent, ou encore les exuvies larvaires et nymphales avec les adultes qui en ont émergé.

Une autre méthode facile d'emploi répond aux exigences usuelles de l'étude taxonomique des pièces génitales (surtout celles des Coléoptères) et permet de les garder ensemble avec les insectes dont elles proviennent. Les pièces génitales sont disséquées, mises dans l'eau distillée immédiatement après et bouillies quelques minutes pour éliminer toute bulle d'air. Les grosses structures très sclérifiées comme l'édéage des gros Coléoptères sont traitées dans une solution de 5 à 10% de KOH pour les éclaircir. Pour éclaircir les pièces génitales de la plupart des insectes, il suffit de les faire passer de l'eau distillée au dioxane et de les y laisser tremper pendant quelques minutes (de 2 à 20 min), selon la grosseur et le degré de sclérotisation des pièces. Si l'on utilise une solution d'hydroxyde de potassium (KOH) pour l'éclaircissement, on doit faire tremper l'édéage dans de l'eau distillée pendant 4 ou 5 min avant de le mettre dans le dioxane. On met une goutte de baume du Canada (selon la grosseur des pièces génitales) sur le devant d'une plaque de celluloïde. Puis, on retire rapidement les pièces génitales du dioxane, on les met dans la goutte de baume du Canada et, à l'aide d'une aiguille, on les place dans la position désirée. L'utilisation d'un baume du Canada épais permet de garder bien en place les pièces génitales jusqu'à ce que la résine soit sèche. On épingle ensuite

cette plaque de celluloïd à environ 6 mm sous l'insecte afin que les pièces génitales, montées dans la goutte de baume, soient visibles à l'avant du spécimen (fig. 99). Cette méthode convient surtout à l'étude des parties dures du sac interne de l'édéage des Coléoptères mais on peut aussi l'utiliser pour monter d'autres parties comme les pièces buccales, les sternites modifiés de l'abdomen, les tergites, etc.

Il n'est pas toujours nécessaire de déshydrater ou d'éclaircir les spécimens montés sur lames selon le milieu utilisé. Par exemple, le lactophénol de polyvinyle, les milieux de Hoyer, de de Faure et de Berlese et la gélatine glycérinée ne nécessitent pas de déshydratation et d'éclaircissement préalables. Toutefois, ces deux étapes sont indispensables lorsqu'on monte dans le baume du Canada ou dans tout autre succédané synthétique couramment utilisé.

Fig. 99. Plaque de celluloïd fixée sous la paillette sur laquelle est monté le spécimen.

Le lactophénol de polyvinyle et les milieux de Hoyer, de de Faure et de Berlese sont très semblables. De nombreux entomologistes préfèrent les deux premiers produits car ils sont faciles d'emploi spécialement pour les insectes susceptibles de se déformer ou de se contracter s'ils sont montés dans d'autres milieux. On n'a qu'à mettre une goutte du milieu sur la lame puis on y place le spécimen vivant qui meurt rapidement, le corps et les appendices déployés; ou bien, si le spécimen est déjà mort, on le traite avant à la potasse et on le lave à l'eau. On recouvre ensuite d'une lamelle. Dans le cas du milieu de Berlese, on doit chauffer un peu la lame quelques minutes, puis la laisser sécher environ une semaine. Les spécimens conservés dans l'alcool peuvent être montés directement dans le milieu de Hoyer. Avec la gélatine glycérinée, il faut en déposer un petit morceau sur la lame et le chauffer jusqu'à ce que la gélatine fonde. Le spécimen est mis dans la gélatine et recouvert d'une lamelle avant que la gélatine ne durcisse. Cette dernière méthode a souvent l'inconvénient de laisser pénétrer des bulles d'air entre lame et lamelles. Les préparations dans les milieux mentionnés ci-dessus ou dans la gélatine glycérinée

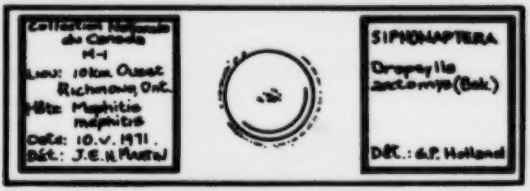

Fig. 100. Préparation microscopique montrant la position du spécimen et des étiquettes.

restent en bon état pendant des mois ou des années mais, pour obtenir un montage définitif ou sous des conditions atmosphériques sèches, il est conseillé de lutter les préparations afin d'empêcher l'évaporation du milieu. Quelques-uns des meilleurs produits à utiliser dans ce cas sont la peinture-émail Duco, le Murrayite, le fini électrolytique Glyptal ou la peinture dorée.

La déshydratation consiste à plonger successivement les pièces, après un traitement préliminaire approprié, dans de l'alcool éthylique à 50, 70, 90 ou 95% et enfin dans de l'alcool absolu. La durée du séjour dans chaque solution dépend de la grosseur et de la nature des pièces et peut varier entre environ une minute et plusieurs heures. L'expérience demeure le meilleur guide. Les pièces traitées à la potasse, dont il ne reste que les parties sclérifiées et les membranes, peuvent être transférées rapidement d'un alcool à l'autre en quelques minutes. Le montage au baume du Canada ou à tout autre succédané résineux synthétique exige l'éclaircissement après le passage à l'alcool absolu. Toutefois, si la pièce n'est pas complètement déshydratée, le milieu deviendra laiteux; dans ce cas, remettre la pièce dans l'alcool absolu pendant quelques minutes. Les produits utilisés couramment pour éclaircir sont le xylol, essence de girofle, essence de wintergreen ou huile de cèdre. Les pièces à traiter sont laissées dans l'un de ces produits jusqu'à ce qu'elles deviennent transparentes ou translucides, puis montées sur lame (fig. 100) dans une goutte du milieu de montage. Ne pas laisser trop longtemps les pièces dans ces produits car elles pourraient se déformer. Par exemple, les Microhyménoptères, très fragiles, ne nécessitent qu'un trempage rapide de trente secondes à une minute. Les pièces dures et chitineuses traitées à la potasse peuvent être mises ensuite directement dans l'alcool à 95% sans passer par les solutions moins concentrées; cependant, ce traitement fait souvent ratatiner les pièces molles et délicates.

Les pièces de grande taille ou bombées peuvent être aplaties ou déformées par la lamelle à mesure que le milieu de montage sèche et se contracte. Pour empêcher cela, on insère un support sous la lamelle ou on utilise des lames creuses, mais ces dernières coûtent cher. Une autre méthode simple et efficace consiste à mettre un anneau de carton d'épaisseur appropriée sous la lamelle (fig. 101). Ces anneaux sont fabriqués à

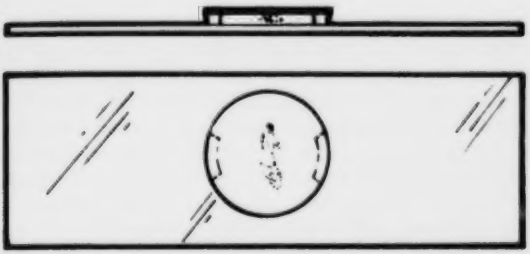

Fig. 101. Lamelle soutenue pour le montage des gros spécimens ou des appendices.

l'aide de deux perce-bouchons, l'un de la taille de la lamelle et l'autre plus petit; on découpe d'abord l'intérieur de l'anneau avec le petit perce-bouchon puis, l'extérieur à l'aide du plus grand. On colle fermement les anneaux à la lame à l'aide du milieu de montage et on laisse sécher. Puis on remplit de milieu de montage la cavité créée par l'anneau. Il faut utiliser plus de produit qu'il n'en faut pour remplir la cavité afin de compenser la perte due au séchage. Enfin la pièce est placée dans le milieu de montage, au centre de l'anneau et recouverte d'une lamelle.

Il faut assurer que le milieu de montage est bien sec avant de manipuler les préparations, sinon la pièce montée ou la lamelle risquent de glisser et d'abîmer les préparations si celles-ci sont penchées. Le séchage est une étape particulièrement importante pour les montages au baume du Canada ou à tout autre milieu insoluble dans l'eau; on utilise alors des fours conçus à cette fin. On peut aussi fabriquer une plaque chauffante appropriée au séchage des préparations en mettant une feuille de verre sur le dessus d'une boîte ouverte munie de deux ampoules électriques. La chaleur dégagée par les ampoules est suffisante pour faire sécher assez rapidement les préparations afin d'éviter la formation de bulles d'air dans le milieu de montage. On manipule les préparations par leurs bords et non par leurs grandes surfaces.

Acariens Il n'est pas recommandé de monter les acariens dans des milieux résineux, qui nécessitent un traitement à la potasse caustique, suivi d'une déshydratation, d'un éclaircissement et, parfois, d'une coloration. Ces procédés prennent beaucoup de temps et chaque étape requiert la manipulation des acariens, organismes minuscules et fragiles. De plus le séchage occasionne parfois la déformation de parties délicates et le remontage est une opération risquée.

Conséquemment, les préparations temporaires ou semi-permanentes en milieu de montage solubles dans l'eau sont donc d'usage courant pour l'étude des acariens. Ces montages temporaires sont surtout utiles pour l'étude des acariens au corps volumineux ou très sclérifié. L'acide lactique est utilisé autant pour éclaircir que comme milieu de

montage temporaire. On peut observer les acariens, vivants ou conservés, dans de l'acide lactique froid ou chaud, dont la concentration varie de 50 à 70% pour les Prostigmates et les Astigmates peu sclérifiés, et entre 80 et 100% pour les Mesostigmates et les Cryptostigmates (*Oribatei*) très sclérifiés. On peut réussir un bon éclaircissement des pièces avec du lactophénol ou du liquide de Nesbitt (*voir* le chapitre intitulé «Formules», p.194), qui agissent plus rapidement et plus efficacement avec des spécimens plus sclérifiés. Cependant, le liquide de Nesbitt, plus que l'acide lactique, risque d'abîmer les spécimens qui y séjournent trop longtemps.

Les spécimens éclaircis et prêts pour observation sont placés dans une goutte d'acide lactique sur une lame et recouverts d'une lamelle. Les plus gros acariens sont étudiés sur lames creuses afin d'éviter qu'ils ne soient déformés par la pression exercée par la lamelle. On chauffe lentement la préparation sur une plaque chauffante jusqu'à ce qu'on ait atteint le degré d'éclaircissement voulu. Un chauffage trop rapide peut faire éclater les spécimens. Cependant, à l'aide d'une aiguille fine, on perce la cuticule des acariens suceurs, gorgés de sang, pour hâter l'éclaircissement. Les préparations ouvertes, qui comprennent une lame creuse sur laquelle est posée une lamelle carrée ne couvrant qu'en partie la cavité remplie d'acide lactique, conviennent bien à l'étude des plus gros acariens, à l'aide d'objectifs à grossissement moyen. On peut orienter le sujet avec une aiguille fine munie d'un manche ou en déplaçant un peu la lamelle (fig. 102). Les préparations fermées, faites aussi sur lames creuses, sont souvent plus utiles pour l'étude des petits acariens faite à l'aide d'objectifs à immersion, car il est possible de changer l'orientation des spécimens en déplaçant un peu la lamelle.

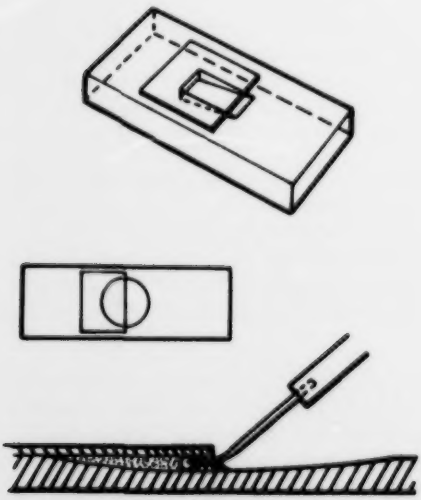

Fig. 102. Lames creuses pour l'étude des gros spécimens, et méthode d'orientation du sujet.

Une lame à cavité cunéiforme est la plus pratique, car on peut y loger de petits ou de gros sujets selon la profondeur utilisée. On peut sceller les préparations à l'acide lactique, sur lame creuse, avec du Glyceel, du Glyptal ou toute autre substance convenable, et les conserver telles quelles pendant des mois ou même des années. Toutefois, si l'on veut ranger les spécimens de façon permanente, on a l'habitude de les remettre dans l'alcool.

Le principal avantage des préparations temporaires est de permettre l'orientation des spécimens sous tous ses angles et d'éviter les dommages reliés à la détérioration du milieu de montage. Par contre, elles nécessitent beaucoup plus de temps pour la manipulation des spécimens et beaucoup plus d'espace de rangement.

On utilise pour le montage semi-permanent des acariens une variété de produits, solubles dans l'eau, comme la gomme de chloral ou les milieux modifiés de Berlese. Le milieu de Hoyer (*voir* le chapitre intitulé «Formules», p. 194) est le plus couramment utilisé et le plus efficace pour éclaircir les pièces; il a un indice de réfraction approprié; il est facile et pratique d'emploi, et convient aussi aux préparations permanentes; on peut y monter directement des acariens vivants, terricoles et aquatiques, ou des spécimens conservés à sec ou en alcool. Les spécimens éclaircis dans l'acide lactique ou le lactophénol doivent être lavés avant d'être montés afin d'éviter la cristallisation du milieu de Hoyer. Par contre, si l'on utilise la solution de Nesbitt pour éclaircir, il n'est pas nécessaire de laver les pièces. Lorsqu'on monte les acariens directement dans le milieu de Hoyer, on les recouvre d'une lamelle et on chauffe la préparation dans un four ou sur un réchaud conçu à cet effet, entre 40 et 50°C, pendant 2 à 4 jours, selon le degré d'éclaircissement que l'on veut que l'hydrate de chloral, un des ingrédients du milieu, produise. Ce chauffage hâte le séchage et l'accès à la préparation. Cependant, les préparations chauffées doivent reposer une semaine à la température de la pièce afin de laisser la préparation sécher à l'air libre et la lamelle reprendre sa forme antérieure car, durant le séchage au four, elle se déforme et devient quelque peu convexe.

Un des inconvénients des milieux à la gomme de chloral est leur semi-permanence, car l'humidité atmosphérique les modifie. Ils sont hydrophiles et absorbent l'eau de l'atmosphère humide. Mais, ce qui est encore plus grave, ils peuvent, dans des conditions atmosphériques assez sèches comme celles des régions tempérées nordiques, perdre une partie de leur eau qui est alors remplacée par de l'air qui pénètre sous la lamelle et donne à la préparation l'apparence d'un réseau de cristallisation. Toutefois, on peut corriger ou réduire grandement cet inconvénient en scellant les préparations qu'on aura laissé sécher complètement avec un produit non soluble dans l'eau, comme le dérivé de peinture Glyceel ou Zut, la peinture Glyptal, le baume du Canada ou de l'Euparal. Si les préparations sont scellées sans que le milieu ne soit sec et stabilisé, il se peut que la lamelle, soumise encore à des pressions, fasse craquer le

produit à sceller et laisse pénétrer l'air. Lorsqu'une préparation faite en milieu de Hoyer se détériore, parce que mal lavée ou scellée, on la refait en grattant ou dissolvant le produit à sceller et on la trempe dans l'eau chaude pour récupérer les spécimens. Puis, on enlève la lamelle et remonte le spécimen dans du milieu de Hoyer sur une autre lame.

On peut aussi utiliser nombre d'autres techniques de montage semi-permanent et permanent, surtout à la gélatine glycérinée, au milieu de méthycellulose ainsi qu'au glycérol.

Quelle que soit la méthode utilisée pour faire une préparation microscopique, il est important de placer le spécimen sur la lame dans une position appropriée à son étude et qui est de règle pour son groupe. Il faut aussi que ses appendices et autres structures soient bien déployés, et que des pièces similaires soient orientées de la même façon afin de faciliter les comparaisons. L'orientation du sujet est faite à l'aide d'aiguilles dans le milieu de montage, avant de poser la lamelle. Chaque préparation doit porter des étiquettes où sont inscrites les données nécessaires (*voir* le chapitre suivant intitulé «Étiquettes») et le nom du milieu utilisé. Il est important d'identifier ce dernier, car cela donne une indication du solvant à utiliser: l'eau dans le cas du lactophénol de polyvinyle et des milieux de de Faure, de Hoyer et de Berlese, l'alcool dans le cas de l'Euparal et le xylol dans le cas du baume du Canada si l'on veut extraire la pièce de la préparation afin de la remonter ou de la disséquer.

Durant tout travail qui exige la dissection des spécimens, il faut prendre garde de ne pas mêler les pièces disséquées ou de les associer au mauvais spécimen, soit en mélangeant les pièces, soit en commettant des erreurs sur les étiquettes.

Étiquettes

L'étiquetage est l'une des étapes les plus importantes de la récolte et de la conservation des insectes et des arachnides. Un spécimen monté ou conservé fournit deux sortes d'information: premièrement, des renseignements provenant de l'observation directe du spécimen et deuxièmement, des renseignements inscrits sur l'étiquette. On doit pouvoir disposer de ces deux genres de renseignements. Ceux fournis par l'observation seront complets si le spécimen est intact, bien monté et conservé convenablement. Une ou des étiquettes (fig. 103) doivent rapporter les données écologiques concernant le spécimen.

Fig. 103. Spécimens d'étiquettes.

Tous les renseignements des étiquettes doivent être imprimés à la machine ou écrits à la main en lettres moulées; de plus, à l'exception des dates, on ne doit pas utiliser de lettres, de chiffres, ou d'abréviations incompréhensibles ou tout autre symbole ésotérique, à moins que ce ne soit absolument nécessaire, car ces données sont inintelligibles ou perdues si le code explicatif n'est pas disponible aux autres ou est égaré.

Les étiquettes doivent être faites de papier rigide 100% chiffon de bonne qualité. Ce sont les étiquettes imprimées à la machine, 3 1/2 ou 4 points typographiques, qui conviennent le mieux. Les étiquettes imprimées au procédé offset peuvent être réduites à cette même grosseur de caractère. Les collectionneurs qui travaillent régulièrement dans une même localité aiment faire imprimer d'avance leurs étiquettes sur lesquelles figurent leur nom et celui de la localité; ils n'ont alors qu'à ajouter la date à la main. Si les étiquettes ne sont pas imprimées, elles doivent être écrites à la main, en lettres moulées, à l'encre de Chine, avec une plume à pointe fine.

Les étiquettes pour insectes épinglés doivent être aussi petites que possible tout en demeurant lisibles. Elles ne doivent pas mesurer plus de 6 mm sur 16 mm ni porter plus de trois ou quatre lignes d'écriture ou d'imprimerie. La première étiquette porte le nom de la localité, la date de la capture et le nom du collectionneur, et les autres, des renseignements additionnels s'il y a lieu. Chaque insecte doit être muni de son ou ses propres étiquettes; il ne faut pas se contenter d'étiqueter un seul ou quelques insectes d'une même série. L'étiquette est épinglée avec le spécimen quand celui-ci est monté sur épingle et collé sur les lames dans le cas des préparations microscopiques. La hauteur des étiquettes sur l'épingle varie selon le groupe. Dans le cas des insectes à pattes courtes et fragiles, on fixe l'étiquette à environ 16 mm de la tête de l'épingle. S'il y a une deuxième étiquette, on la place à 5 mm au-dessous de la première. Les autres étiquettes sont ajoutées, s'il y a lieu, sous cette deuxième étiquette. Pour uniformiser la hauteur des étiquettes, on se sert d'une planchette graduée en bois dur ou en plastique, percée de trous à hauteurs appropriées (p. 97). Dans le cas des insectes épinglés et étalés, on perce l'étiquette au centre et on l'oriente de façon à ce qu'elle soit perpendiculaire à l'axe longitudinal du corps du spécimen, avec le haut de l'étiquette du côté de la tête du spécimen. Dans le cas des insectes épinglés mais non étalés ou des Diptères collés directement à une épingle, on place l'étiquette dans le même sens que l'axe longitudinal du corps, le haut de l'étiquette se trouvant du côté droit et on la pique au centre. Dans le cas des insectes montés sur triangles, on place l'étiquette à angle droit avec l'axe longitudinal du corps, le haut de l'étiquette se trouvant du côté de la tête, et l'étiquette est piquée à l'extrémité se trouvant juste sous la base du triangle. Lorsqu'on pique une étiquette, il faut veiller à ne pas insérer l'épingle là où elle pourrait trouer une lettre ou cacher certains des renseignements inscrits; on la pique entre les mots ou les chiffres.

On utilise des étiquettes d'aussi bonne qualité pour les spécimens conservés dans un liquide que pour ceux qui sont piqués, et on met l'étiquette directement dans le contenant. L'emploi d'encre de Chine de la meilleure qualité prévient la disparition des renseignements par décollage ou par dissolution de l'encre lorsque les étiquettes sont placées dans un liquide de conservation. Les données de l'étiquette doivent être écrites assez gros et lisiblement pour être lues à travers le tube sans qu'il ne soit nécessaire de sortir l'étiquette du contenant ou trouver une espèce en particulier. Il ne faut pas coller d'étiquettes à l'extérieur des contenants, car elles se détachent trop facilement.

On assujettit fermement aux lames les étiquettes encollées dont les données doivent être imprimées à la machine ou écrites en lettres moulées, à l'encre de Chine. D'habitude toutes les données qui se rapportent à la capture de l'insecte sont inscrites sur une étiquette collée du côté gauche de la préparation. À droite, on place une étiquette en blanc où on inscrit les données pertinentes, une fois l'insecte identifié. On peut ajouter sur cette étiquette des renseignements additionnels, tels que le milieu de montage utilisé et les numéros de code d'identification ou de recherche.

Les renseignements suivants doivent être portés sur l'étiquette de chaque spécimen:

a) Le nom de la localité exacte où le spécimen a été récolté, s'il est connu, et sa situation géographique afin que l'on puisse la trouver sur une carte à petite échelle. Inscrire le nom de la province ou de l'État où est située la localité et le nom du comté, du district, du canton, de l'endroit le plus rapproché où il y a un bureau de poste, ou de toute autre particularité géographique que l'on trouve facilement sur une carte et dont on ne retrouve pas le nom ailleurs dans la province ou dans l'État. Si la localité ou le district n'a pas de nom officiel, on inscrit la latitude et la longitude du lieu de récolte, le canton, le rang et parfois le lot, ou la distance qui sépare ce lieu d'une particularité géographique quelconque et la direction de l'un par rapport à l'autre. Dans les districts où il y a des collines et des montagnes, on donne toujours l'altitude, ce qui souvent est plus important que l'endroit exact. Il faut se rappeler que les renseignements sur l'endroit de la récolte doivent pouvoir être compris de quelqu'un qui ne connaît pas la région et qui essaie de trouver l'endroit sur une carte ordinaire, à petite échelle, ou qui veut récolter un insecte semblable dans ce même endroit.

b) La date de récolte ou, dans le cas des spécimens dont on fait l'élevage, la date de l'émergence, soit le jour, le mois et l'année. Le jour et l'année s'écrivent en chiffres arabes et le mois, en chiffres romains ou en abrégé. Ne pas inscrire le mois en chiffres arabes car cela peut porter à confusion, étant donné que les systèmes canadien et américain d'écriture des dates sont différents. Par exemple, il faut écrire 4 sept. 73 ou 4.IX.73 pour indiquer le 4 septembre 1973, car l'inscription 4.9.73 pourrait vouloir signifier le 9 avril 1973 pour un collectionneur américain.

c) Le nom du collectionneur peut être une source de renseignements additionnels sur les spécimens récoltés; il sert aussi à reconnaître le collectionneur qui a fait une récolte nouvelle ou rare; et, à l'occasion, il renseigne sur la valeur des données dans le cas où les méthodes de récolte, de conservation et d'étiquetage du collectionneur sont connues.

S'il y a lieu, les renseignements complémentaires suivants devraient figurer sur des étiquettes supplémentaires:

d) Le nom de la plante ou de l'animal hôte. Il est important d'inscrire comment l'insecte ou l'arachnide était associé à l'hôte; cela permet de mieux juger de la valeur des informations relatives au cycle biologique du spécimen ou autres données écologiques. Par exemple, il est certainement plus important de savoir si le spécimen se reproduisait sur l'hôte ou s'il s'y nourrissait, s'il y pondait ou s'il s'y reposait que de savoir si on l'a récolté avec un battoir ou avec un filet fauchoir. Toutefois, ces derniers renseignements sont encore plus valables que si le collectionneur écrit simplement «provenant d'un hôte» car, sauf pour les parasites, ces mots n'expliquent en rien le type d'association qu'il y a entre le spécimen et l'hôte. Le nom de l'hôte, lorsqu'il est connu, doit être écrit en toutes lettres. Si l'hôte n'a pas pu être identifié à l'espèce ou au genre, une description générale est mieux que rien. Un spécimen que l'on élève doit être identifié comme tel, car il peut être très différent d'un spécimen d'une même espèce récolté sur le terrain.

e) Le genre d'habitat où on a récolté le spécimen, si aucun renseignement sur l'hôte n'est disponible. On doit indiquer, si c'est possible, le genre d'habitat en décrivant les associations végétales particulières ou les plantes dominantes où on a trouvé le spécimen, par exemple «dans une prairie à herbes courtes» ou «parmi les épinettes». Si l'on ne dispose pas de tels renseignements, une description générale de l'habitat, telle que «dans un marécage» ou «dans les débris inondés», peut être utile.

f) Tout renseignement sur les mœurs de l'insecte, comme «vole dans les endroits ensoleillés», «visite telle ou telle fleur», «est attiré par les pièges lumineux». Il est important d'indiquer sur l'étiquette des insectes montés séparément si des spécimens ont été capturés en copulation.

g) Le milieu de montage utilisé (pour les insectes montés sur lames) et l'agent de conservation, autre que l'alcool (pour les insectes conservés dans un liquide).

h) Le numéro d'accès à la collection, ou des références à des renseignements additionnels qui sont trop longs pour être inscrits sur une étiquette, ou des numéros associant l'insecte aux exuvies de ses premiers stades, conservées ailleurs, ou aux préparations microscopiques de ses pièces génitales ou d'autres parties de son corps.

Rangement et soin des collections

On doit protéger une collection d'insectes contre toutes les vibrations ou secousses susceptibles de l'endommager, de la poussière qui pourrait s'accumuler sur les spécimens, de la lumière qui altère rapidement les couleurs, des parasites qui détruisent ou endommagent les insectes et de l'humidité qui favorise la croissance des champignons ou la décomposition bactérienne et ramollit les spécimens étalés.

Rangement et soin des insectes épinglés

Il est important, lorsqu'on range des insectes conservés à sec, que les épingles soient fixées solidement, de manière qu'elles n'aient pas de jeu et que les spécimens ne se causent pas de dommages les uns aux autres. On fixe au fond des boîtes une lame de matériau assez ferme pour tenir les épingles solidement; le meilleur choix est le liège comprimé ou la mousse de polyéthylène que l'on peut se procurer chez un détaillant de fournitures entomologiques. Certaines variétés de liège comprimé, qui ne sont pas destinées spécialement aux collectionneurs, renferment des produits ramollissants ou des liants qui corrodent les épingles. Du balsa tendre et de bonne qualité tient bien les petites épingles mais, parce qu'il est moins élastique que le liège, le morceau utilisé doit être plus épais, et les épingles, enfoncées plus profondément. Par temps chaud et humide, le balsa corrode la pointe des épingles. Dans les tiroirs des meubles classeurs, où les secousses sont surtout à sens unique, d'avant en arrière, les épingles finissent par prendre du jeu parallèlement au grain du bois. Certains agglomérés de pâte de bois donnent satisfaction, d'autres non. Il est donc sage de tester des échantillons avant de s'en servir. À défaut de matériel plus approprié, on peut utiliser du carton ondulé. On en place deux feuilles, la surface plane vers le haut et les ondulations à angle droit les unes par rapport aux autres. Le matériel choisi pour l'épinglage doit être collé solidement dans la boîte afin qu'il ne puisse prendre du jeu.

Les épingles doivent être bien enfoncées dans la couche de fond. Ceci est important si les boîtes sont déplacées ou manipulées fréquemment. Des pinces entomologiques courbées facilitent la manipulation des spécimens et diminuent les accidents si on tente de fixer des épingles fines avec les doigts.

N'importe quelle boîte en carton ou en bois, assez profonde pour recevoir les épingles et dont le couvercle ferme juste, peut servir à ranger des spécimens piqués. Par exemple, les boîtes à cigares sont tout indiquées si elles sont assez profondes. On peut employer des boîtes à couvercle de verre, du moment qu'on les remise dans un endroit sombre quand on ne s'en sert pas. Les contenants les plus appropriés sont, bien sûr, les boîtes et les meubles spécialement construits à cette fin. En Amérique du Nord, la boîte la plus populaire et la plus largement utilisée est la boîte de Schmitt

(fig. 104). C'est une boîte en bois dont le couvercle est hermétique et le fond, garni de liège comprimé recouvert de papier glacé blanc. Ses dimensions extérieures sont de 23 × 33 × 5,5 ou 6 cm. En Europe, on préfère les boîtes de rangement qui ont une double surface d'épinglage, à la fois dans le fond et dans le couvercle. Les collections considérables sont la plupart du temps rangées dans des meubles classeurs qui ont de 10 à 50 tiroirs. Ces tiroirs de deux grandeurs standard ont un dessus amovible en verre et ferment de façon hermétique. Les tiroirs utilisés pour la Collection nationale du Canada ont des dimensions extérieures de 46 × 46 × 6 cm et ceux utilisés à l'université Cornell de 42 × 48 × 8 cm.

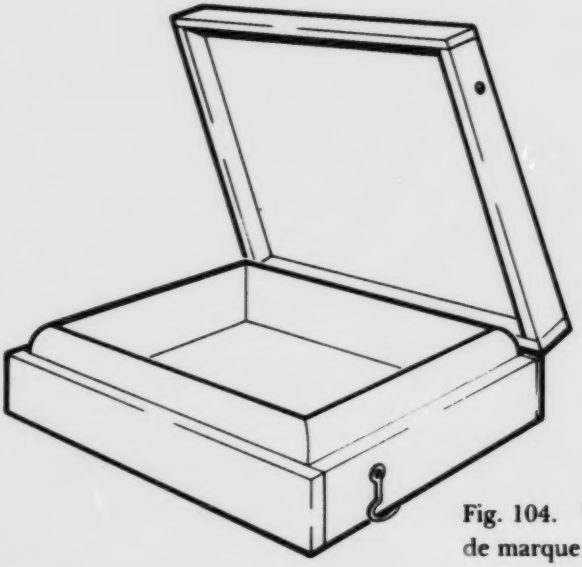

Fig. 104. Une boîte en bois de marque Schmitt.

Les gros insectes sont épinglés directement au fond des tiroirs garnis de liège comprimé recouvert de papier glacé blanc. Le système de cartons unitaires est préférable pour les insectes de taille moyenne et petite. On pique les spécimens de chaque espèce dans un carton dont le fond est garni de liège comprimé recouvert de papier glacé blanc. Ces cartons sont de largeur et de hauteur uniforme, mais leur longueur varie. Ils doivent être assez larges pour se placer en quatre rangées dans un tiroir (fig. 105). Des cartons d'environ 10 cm de largeur, par exemple, forment quatre rangées dans les tiroirs de la Collection nationale du Canada. Le système de cartons unitaires présente les avantages suivants: en plus de garder les spécimens de chaque espèce ensemble, il permet de réarranger la collection ou de l'augmenter sans avoir à déplacer tous les spécimens un à un; ces petits cartons sont plus commodes à manipuler que les tiroirs d'un

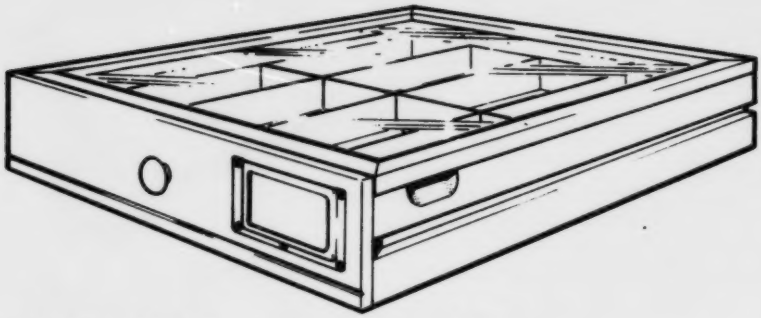

Fig. 105. Tiroir vitré avec cartons amovibles.

meuble; le système permet aussi de limiter les dégâts si des spécimens se détachent puisqu'ils ne peuvent qu'endommager ceux qui sont dans le même carton.

Il faut éviter de mettre trop de spécimens dans les boîtes, les tiroirs ou les cartons, car ils risquent de se détériorer si des insectes prennent du jeu et pivotent sur leur épingle, ou si l'on essaie de retirer un spécimen quelconque.

Malgré l'utilisation de boîtes à couvercle hermétique, les parasites pénètrent parfois dans les collections. Au Canada, les principaux parasites sont les Dermestes, les mites, les Psoques et les fourmis, mais tous les insectes ou animaux qui se nourrissent de substances animales desséchées peuvent causer des dégâts. Pour prévenir leurs attaques, on met un peu de paradichlorobenzène ou de naphtaline dans chaque boîte, mais pas tel quel. Si le produit vient en flocons, on l'enveloppe dans un petit sac de mousseline que l'on épingle dans un coin de la boîte. Certaines boîtes sont munies d'un compartiment spécial où on peut déposer le produit. Si ce dernier est sous forme de boules, on en fixe une avec une épingle mais, auparavant, il faut chauffer la tête de l'épingle et l'enfoncer dans la boule qui fond et se solidifie à nouveau rapidement. Le paradichlorobenzène et la naphtaline sont renouvelés à mesure qu'ils s'évaporent. Une trop grande quantité de paradichlorobenzène peut se recristalliser sur les spécimens et les endommager.

Une collection infestée de parasites doit être fumigée. On ouvre d'abord les boîtes ou les tiroirs, et on les place dans une caisse munie d'un couvercle hermétique. On ajoute ensuite dans la caisse du paradichlorobenzène à raison de 60 g/m^3, on ferme le couvercle et on laisse reposer durant quelques jours. On peut aussi remplir un bocal à large goulot de ouate imbibée de tétrachlorure de carbone, de dichlorure d'éthylène, ou de disulfure de carbone mêlé à du tétrachlorure de carbone, et le fixer dans un coin de chaque boîte dont le couvercle est tenu fermé pendant quelques jours. On peut aussi utiliser un insecticide tel que le dichlorvos en cristaux ou liquide.

Presque partout au Canada, les collections rangées dans des boîtes qui contiennent des insectes bien desséchés et qui sont gardées dans un endroit sec sont rarement endommagées par l'humidité. Dans les endroits ou sous des climats humides, où il est impossible de ranger les collections dans un milieu sec, employer du gel de silice ou quelque autre desséchant. La créosote de hêtre est efficace pour prévenir la moisissure, mais non les autres effets néfastes de l'humidité.

Pour prévenir les dommages causés par la lumière et la poussière, on utilise des boîtes hermétiques et, si les couvercles sont en verre, on range les boîtes à l'abri de la lumière. Il est impossible de redonner leurs couleurs aux spécimens pâlis suite à une exposition prolongée à la lumière. Quant aux spécimens poussiéreux, on peut les nettoyer selon une des méthodes décrites plus tôt (p. 90).

Rangement de collection conservée dans un milieu liquide

La principale précaution à prendre pour maintenir une collection de spécimens conservés dans des liquides, c'est de s'assurer que les spécimens sont toujours complètement immergés dans un liquide de concentration voulue. Les fioles dont les bouchons ne sont pas de néoprène doivent être rangées à l'envers pour enrayer l'évaporation à travers les bouchons. Les bouchons en néoprène de bonne qualité sont hermétiques et diminuent l'évaporation de sorte qu'il n'est pas nécessaire de rajouter de liquide avant plusieurs années.

La meilleure manière de ranger les petites fioles est de les placer à l'envers dans des pots hermétiques, partiellement remplis de liquide de conservation, comme on l'a mentionné dans les pages précédentes (fig. 95). On peut ranger ces pots dans des râteliers décrits ci-après, semblables à celui de la figure 106, mais légèrement plus grands.

Un petit nombre de fioles ou celles d'usage fréquent peuvent être rangées sur une planchette de 2,5 cm d'épaisseur percée de trous. Les trous sont légèrement plus grands que le diamètre des fioles, et sont fermés par une épaisseur de carton ou une mince lamelle de bois collée ou clouée sous la planche. On peut aussi utiliser une boîte peu profonde, divisée en compartiments de grandeur appropriée.

Les collections de fioles plus importantes sont rangées selon l'une des deux manières suivantes. Selon la première, les fioles sont placées dans des râteliers étroits ou des boîtes profondes (fig. 106); tous les râteliers sont ouverts sur le côté, et un fil métallique rigide ou une mince latte de bois retient les fioles en place. Dans ce cas, les bouts des râteliers doivent être plus hauts que les fioles pour en faciliter la manipulation et empêcher que les bouchons ne sautent par accident. Les râteliers sont rangés ensuite

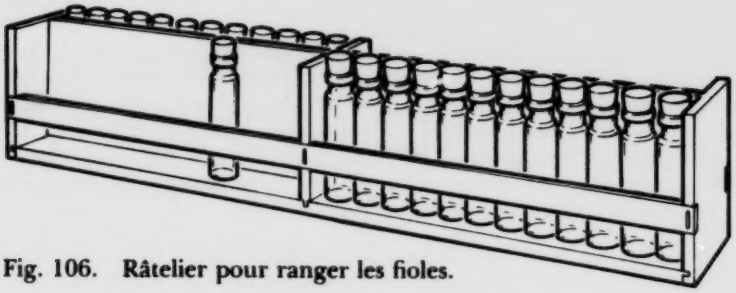

Fig. 106. Râtelier pour ranger les fioles.

dans un meuble avec tablettes de dimensions appropriées. La seconde manière consiste à suspendre les fioles à un grillage métallique posé à la verticale (fig. 107).

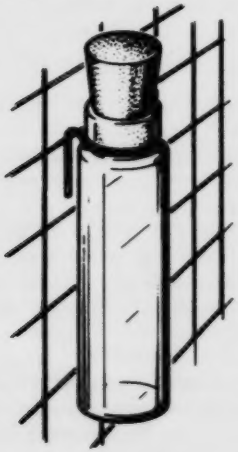

Fig. 107. Grillage métallique pour ranger les fioles.

Rangement des lames microscopiques

On range à plat les lames pour prévenir tout déplacement des spécimens ou des lamelles surtout si les montages ne sont pas tout à fait secs et rigides. On ne met pas les lames directement les unes sur les autres, car elles pourraient coller ensemble. On doit toujours les protéger de la poussière, de la lumière et de l'humidité.

Les platines des classeurs à lames microscopiques (fig. 108) sont en bois ou en métal, peu profondes, mais doivent être assez grandes pour contenir plusieurs rangées de préparations posées à plat. La figure 109 nous montre une boîte munie de rainures latérales pour recevoir les extrémités des lames. Ces boîtes doivent être rangées debout pour garder les préparations à plat. Les collections importantes de préparations sont ordinairement rangées dans des boîtes (fig. 110) de 100.

Fig. 108. Meuble à lames pour ranger une collection importante.

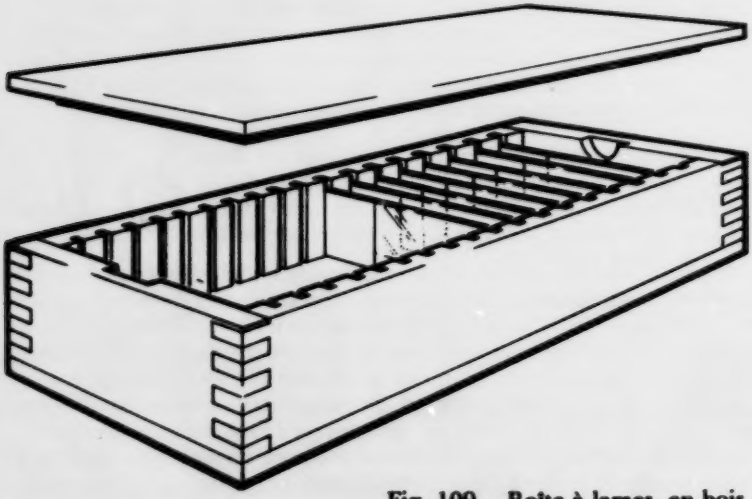

Fig. 109. Boîte à lames, en bois.

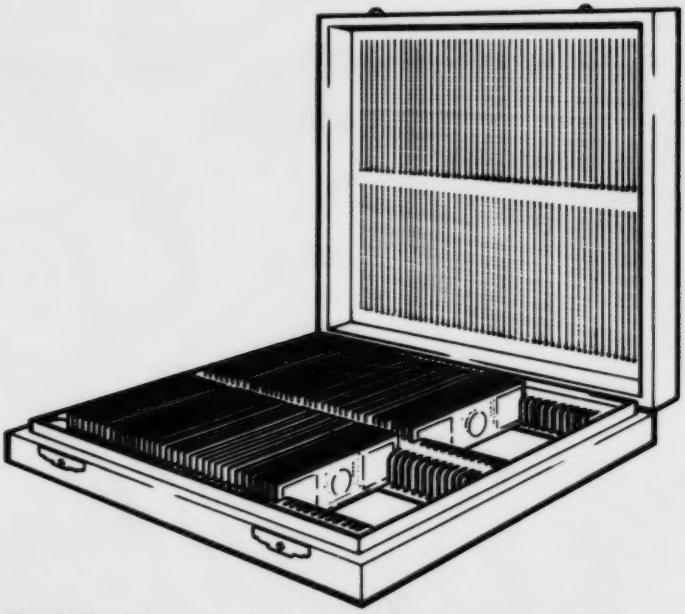

Fig. 110. Boîte en bois ou en plastique, utilisée surtout pour le rangement des lames.

Emballage des insectes et des Arachnides pour l'expédition

Les boîtes d'emballage dans lesquelles on place les insectes pour l'expédition doivent être en carton, en bois ou en métal asssez fort pour résister aux aléas ordinaires du transport, dûs par exemple à la chute possible de lourds colis. La meilleure façon d'emballer les insectes dans ces boîtes dépend de la manière dont ils ont été montés et conservés.

Les insectes desséchés mis en papillotes ou dans des cylindres de papier, disposés en couches dans des boîtes à pilules, voyagent bien si on les emballe dans une boîte qui résiste à l'écrasement et qui est garnie d'une épaisseur suffisante d'ouate pour les empêcher de se déplacer.

Il arrive souvent que les insectes épinglés se détériorent pendant le transport, l'expéditeur n'ayant pas pris les précautions élémentaires pour réduire les risques de dommage. Il faut piquer les insectes dans une boîte de dimensions convenables avec assez de surface de rangement. De plus, la qualité et l'épaisseur du matériel où ils sont piqués sont plus importantes que pour une boîte ordinaire de rangement; le matériel doit être assez épais pour bien assujettir les épingles qu'il faut enfoncer profondément. Si les spécimens sont lourds, on enfonce les épingles jusqu'à ce qu'elles touchent le fond de la boîte. Comme précaution additionnelle pour empêcher les épingles de se dégager, on place sur les épingles une

feuille de carton de la dimension intérieure de la boîte et on remplit l'espace vide d'ouate jusqu'au couvercle (fig. 111). On plante une épingle de chaque côté des spécimens lourds ou montés avec une microfiole (fig. 112) afin de les empêcher de pivoter, de se détériorer ou de se causer des dommages les uns aux autres. On étend dans le fond de la boîte une mince couche d'ouate par-dessus le liège pour recueillir les parties d'insectes brisées durant le transport ou susceptibles d'endommager les autres insectes. Lorsqu'on envoie des spécimens à un spécialiste pour identification, il ne faut pas surcharger la boîte, mais laisser libre au moins un quart de la surface pour lui permettre de réarranger les spécimens et d'y ajouter des étiquettes. L'encombrement accroît toujours le risque de bris. Lors de l'expédition, la boîte qui contient les insectes est entourée de frisons de papiers, de papier froissé ou de petits morceaux de polystyrène pas trop tassés et placés dans une boîte d'emballage solide (fig. 113).

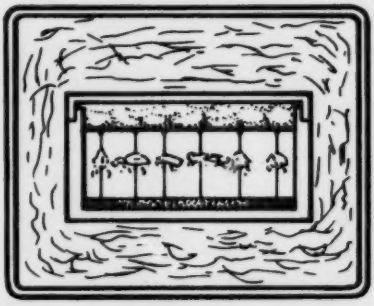

Fig. 111. Emballage d'insectes épinglés.

Fig. 112. Étayage de la microfiole accompagnant un insecte épinglé.

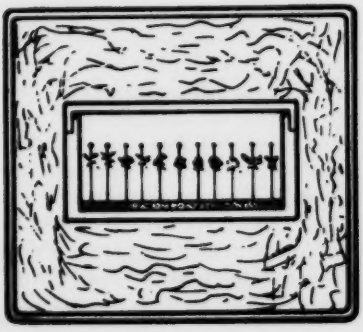

Fig. 113. Emballage d'insectes épinglés.

Celle-ci doit être assez grande pour permettre la mise en place d'au moins 8 cm d'épaisseur de matière d'emballage. Une boîte à insectes entourée de matériel d'emballage pas trop tassé supporte mieux les secousses. À moins que le couvercle de la boîte à insectes ne ferme très juste, on enveloppe la boîte dans du papier afin d'empêcher les particules du matériel d'emballage d'y pénétrer. Si les spécimens sont envoyés dans un autre pays, on fixe à l'intérieur de la boîte et au-dessus des insectes, une feuille de cellophane de sorte qu'ils puissent être vus et inspectés à la douane avec moins de risques de dommage.

Les fioles à expédier doivent être remplies de liquide jusqu'au bord et fermées par des bouchons de liège. Si les spécimens sont fragiles, on les assujettit dans des fioles en y insérant de la ouate pour les empêcher d'être secoués. Il ne doit pas y avoir de bulles d'air sous la ouate et celle-ci ne doit pas toucher aux insectes. On emballe les fioles entre des couches d'ouate dans une boîte remplie de frisons de papier ou de papier froissé, laquelle est placée dans une autre boîte d'emballage solide tel que nous l'avons expliqué plus haut. Ou encore, on bouche les tubes avec de la ouate et on les place debout, sans bouchon de liège, dans un pot résistant rempli de liquide et hermétique. Le pot est emballé par la suite dans des frisons d'emballage, de la manière habituelle. Les fioles voyagent bien si on les place séparément dans des planches de bois percées de trous ou si on les enveloppe avec de la ouate dans des tubes de carton, spécialement faits pour la poste et à l'épreuve des secousses.

Les collections d'insectes provenant de pièges Malaise ou conservés dans l'alcool peuvent être expédiées dans des sacs en polyéthylène. On retire d'abord tout l'alcool dans lequel les insectes ont été tués et on le remplace par de l'alcool éthylique frais à 85%. Puis, on laisse la collection dans cet alcool frais durant au moins 24 h ou jusqu'au moment de l'expédier. Ensuite, on enlève l'alcool et on dépose immédiatement les insectes encore humides dans un sac en polyéthylène. On fait sortir l'air délicatement et on ferme les sac en faisant un nœud serré pour empêcher le contenu de couler ou de se dessécher. Comme précaution supplémentaire, on met le ou les sacs, remplis d'insectes et enveloppés de serviettes de papier pour absorber tout écoulement possible, dans un second sac plus grand en polyéthylène et également bien fermé. Ce dernier sac est placé dans un récipient léger mais solide (par exemple, un tube pour envoi postal), avec un rembourrage suffisant pour prévenir tout mouvement à l'intérieur du récipient, mais sans comprimer les insectes. Ce genre de colis doit être envoyé le plus tôt possible par avion parce que les spécimens ainsi traités se détériorent au bout d'environ deux semaines. Aussitôt arrivés à destination, ces insectes doivent être remis dans des pots ou des fioles remplis d'alcool frais.

On peut se procurer les boîtes spécialement conçues pour l'expédition des lames microscopiques dans les magasins de matériel scientifique. Ces boîtes en bois ou en plastique, illustrées à la figure 109, sont disponibles dans une variété de grandeurs et peuvent contenir 6, 12, 25, 50

ou 100 lames. On couvre les lames de plusieurs couches de papier de soie pour les tenir bien en place tout en laissant un certain jeu à l'intérieur de la boîte mais on ne doit pas entendre balloter les lames lorsqu'on remue la boîte fermée. Pour plus de sécurité, on entoure le couvercle des boîtes à lames de ruban gommé et on les place dans une boîte garnie de matériel d'emballage. Une meilleure méthode consiste à placer chaque lame entre deux morceaux de bois évidés, retenus ensemble par des élastiques ou du papier-cache adhésif (fig. 114), ou dans des étuis à lames simples ou doubles, en carton fort (fig. 115), fermés par du ruban gommé. On entoure un ou plusieurs de ces étuis ou morceaux de bois de matériel d'emballage léger et on les place dans des tubes postaux que l'on peut se procurer en une variété de formats et qui conviennent à l'expédition par avion.

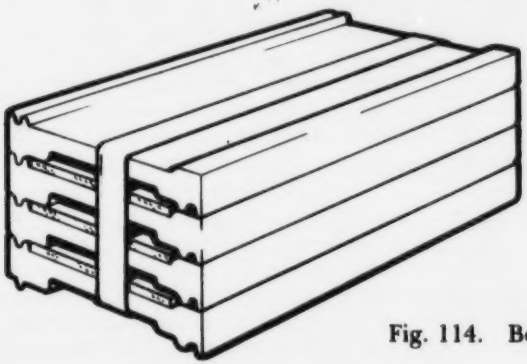

Fig. 114. Boîte à lames.

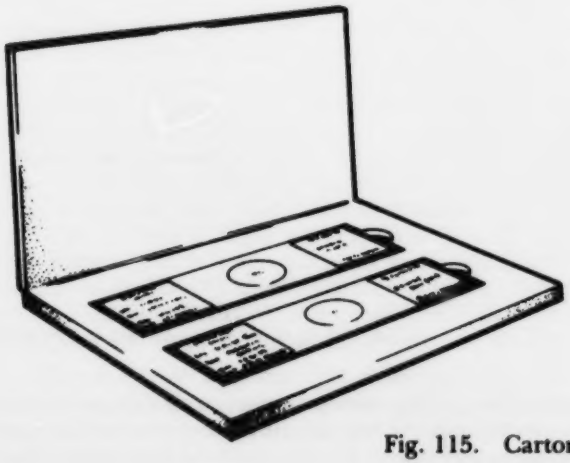

Fig. 115. Carton à lames.

On doit souvent expédier des insectes vivants d'un bout à l'autre d'un pays; ces envois requièrent une manutention spéciale. On ne peut expédier des insectes vivants dans d'autres pays sans un permis spécial. Les œufs et les nymphes peuvent être expédiés dans des fioles hermétiques ou des tubes postaux. Les nymphes doivent être placées dans de la ouate, de la sphaigne ou toute autre substance souple pour éviter les accidents durant le transport. Les larves doivent être expédiées dans des sacs de plastique assez grands pour contenir un approvisionnement de plantes suffisant pour leurs besoins pendant le voyage. Dans ce cas, on place d'abord la plante dans le sac et on y dépose ensuite délicatement les larves. On attache bien l'extrémité du sac et on le place dans une boîte ou un tube postal. Les larves qui n'ont pas besoin de nourriture durant le voyage peuvent être expédiées dans de la sphaigne humide. On utilise le moyen de transport le plus rapide pour expédier des insectes vivants. De plus, il faut souvent s'entendre avec le transporteur pour s'assurer que l'envoi reçoive un traitement spécial et ne souffre pas trop du froid ou de la chaleur, ou ne se déshydrate et, si nécessaire, inscrire les instructions spéciales sur l'emballage.

Étude de la collection

Certaines pièces d'équipement, non mentionnées jusqu'ici, sont nécessaires à l'entomologiste pour étudier une collection d'insectes.

Quoique dans le passé la plus grande partie du travail de l'entomologiste se faisait à l'aide d'une puissante loupe ordinaire, une loupe binoculaire est maintenant considérée comme un outil indispensable à l'entomologiste. C'est un type de microscope à oculaires et objectifs doubles qui donne une image tridimensionnelle non inversée. Il diffère du microscope ordinaire, qui possède des oculaires doubles mais des objectifs simples et, bien que plus puissant, donne une image bidimensionnelle et inversée. Les grossissements le plus souvent utilisés par les entomologistes sont de 10 à 15, de 30 à 40, de 60 à 70, de 100 à 120, et d'environ 200 fois. Il existe plusieurs fabricants et divers modèles de loupe binoculaire, et le choix d'un instrument est, en grande partie, une question de préférence personnelle. Avant d'en acheter un, il faut en essayer plusieurs modèles afin de choisir le plus approprié au genre de travail envisagé. Un modèle avec tambour ou révolver porte-objectif, dans lequel les objectifs tournent vers l'avant ou vers le haut lorsqu'ils ne sont pas en usage, est peut-être le plus commode; dans d'autres modèles, les objectifs font quelquefois obstacle lors de la manipulation ou de la dissection d'un spécimen. Les modèles dotés de grossissements multiples, mais à distances de travail fixes, et certains autres dotés de systèmes de grossissement sont parfois avantageux, même si leur pouvoir de résolution diminue vite au-dessus de 100 ×.

Le choix d'une lampe appropriée est important. Plusieurs d'entre elles sont conçues pour être utilisées avec des microscopes ordinaires et ne sont pas assez puissantes pour des loupes binoculaires. Il faut donc s'as-

surer de bien choisir le genre de lampe qui convient à l'usage qu'on veut en faire. La lampe devrait bien éclairer l'objet de façon uniforme à tous les grossissements.

On se sert d'un microscope ordinaire lorsque des grossissements de plus de 100 à 200 fois sont requis, ou pour étudier les arthropodes montés sur des lames. Le type ou le modèle de microscope ordinaire est moins important et est moins une question de préférence individuelle que dans le cas de la loupe binoculaire. Les oculaires doubles sont utiles à celui qui se sert couramment d'un microscope ordinaire. Le système optique à contraste de phase et, plus récemment, le système à interférence de Nomarski sont largement utilisés, surtout pour l'étude des spécimens peu sclérifiés et des parties membraneuses.

Il existe d'excellentes chambres claires, qui diminuent la fatigue des yeux lorsqu'on fait des dessins et des accessoires de photographie, tant pour les loupes binoculaires que pour les microscopes.

L'utilisation du microscope à balayage électronique se répand de plus en plus pour l'étude de la taxonomie et de la micromorphologie des insectes. Cet instrument donne une image quasi tridimensionnelle à un grossissement variant de 50 à 10,000 ×. Les petits arthropodes, comme les insectes et les acariens, ont des structures microscopiques complexes qui ne peuvent être bien observées à l'aide d'une loupe binoculaire et qui doivent donc être étudiées à de plus forts grossissements. Même si ces structures peuvent être observées à l'aide d'un microscope ordinaire, il y a cependant des problèmes de distorsion et de perception de la véritable forme tridimensionnelle. Il est plus facile de comprendre et de décrire ces structures si on les étudie à l'aide d'un microscope à balayage électronique parce qu'elles peuvent être examinées sans distorsion sous différents angles. En outre, grâce à son pouvoir résolvant supérieur, ce microscope révèle souvent des détails insoupçonnés et des caractères jamais décrits auparavant. Souvent, on s'aperçoit que des structures apparemment simples sont extrêmement complexes.

Outre sa valeur en tant qu'instrument d'examen et d'étude des structures microscopiques complexes et de la microsculpture, le microscope à balayage électronique est utile en taxonomie descriptive. Les photographies obtenues à l'aide de ce microscope sont des images d'excellente qualité et ont une grande profondeur de champ. On peut les obtenir assez rapidement, et elles constituent en général des représentations beaucoup plus exactes qu'un dessin. Il ne fait aucun doute que les photographies obtenues par balayage électronique seront de plus en plus utilisées pour compléter les descriptions taxonomiques, particulièrement pour les groupes dont les caractères importants sont microscopiques.

Même s'ils ne disposent pas d'une technique aussi avancée que le microscope à balayage électronique, que les entomologistes amateurs et les profanes se consolent à l'idée que les caractères essentiels pour reconnaître les groupes naturels sont la plupart du temps visibles à la loupe.

On peut fabriquer un support commode pour manipuler sous la loupe binoculaire les insectes épinglés; on colle ensemble deux petites bandes de liège en forme de L (fig. 116) ou un bouchon de liège ordinaire à l'une des extrémités d'une bande de liège de 6 mm d'épaisseur. De la pâte à modeler, à laquelle on donne une forme appropriée, montée sur une base plane faite d'une lame de verre ou de liège de 5 × 5 cm, est commode pour tenir l'épingle car on peut y insérer soit la pointe, soit la tête de l'épingle.

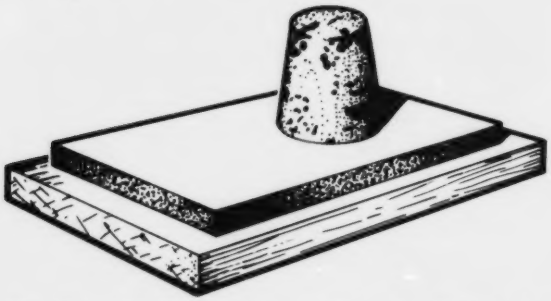

Fig. 116. Platine simple pour examiner les spécimens à la loupe binoculaire.

Application des méthodes

Parmi les méthodes de récolte et de conservation déjà décrites, on recommande, dans les chapitres qui suivent, la méthode la plus efficace à utiliser pour chaque groupe d'arthropodes. On y indique aussi certaines modifications utiles ou appropriées à certains groupes et l'on y décrit d'autres méthodes spéciales destinées à des groupes particuliers.

Il est nécessaire de rappeler aux lecteurs que les méthodes décrites dans cette publication sont recommandées parce qu'elles ont été jugées efficaces et qu'elles sont largement utilisées. Aucune des méthodes n'est considérée comme étant nécessairement la seule ou la meilleure à utiliser pour obtenir de bons résultats. Avec un peu d'imagination, l'entomologiste peut appliquer des méthodes recommandées pour un groupe à un autre groupe, surtout en ce qui a trait aux méthodes pour conserver des arthropodes peu ou pas sclérifiés et la préparation des lames microscopiques.

Thysanoures

C'est dans les maisons que l'on trouve les espèces communes de Lépismes, mais la majorité des autres espèces habitent le sol, les tas de feuilles, le bois pourri, sous les pierres et l'écorce des arbres. Certaines

espèces vivent dans les fourmilières et les termitières. On peut prélever ces insectes à l'aide d'un aspirateur ou d'un petit pinceau mouillé d'alcool, ou on peut les séparer des débris, de la terre et des tas de feuilles, en ayant recours à l'appareil de Berlese (fig. 36). Ces insectes sont tués en utilisant de l'alcool à 95% et conservés dans de l'alcool. Ces insectes sont très fragiles, donc facilement abîmés et ils doivent être placés dans un tube à fond plat rempli de liquide de conservation et bouché par de la ouate. Ils peuvent ensuite être rangés dans des récipients plus gros remplis d'alcool (p. 20). Ces précautions sont nécessaires pour conserver le patron des couleurs des espèces recouvertes d'écailles.

Diploures

On trouve ces petits insectes fragiles dans des habitats semblables à ceux des Collemboles et des Protoures, et on peut les récolter en utilisant les mêmes méthodes. On les conserve dans l'alcool ou on les monte directement sur des lames à partir de l'alcool à 95% en les plaçant dans les milieux de Faure ou de Hoyer et en lutant la préparation.

Collemboles et Protoures

Ces insectes se trouvent dans le sol, les débris, l'humus, les champignons sur l'écorce des arbres, et sur le feuillage. Ils peuvent être prélevés à l'aide d'un aspirateur, d'un pinceau mouillé, ou séparés des échantillons en plaçant ces derniers dans l'appareil de Berlese. Ils sont conservés dans de l'alcool à 70% ou 95%. Pour chaque espèce, il faut récolter 10 insectes ou plus, si possible, parce que quelques individus peuvent être abîmés au cours de la préparation des lames (chez certaines espèces, les yeux perdent leur pigmentation lors du traitement au KOH à 10%, chez d'autres, certains appendices doivent être disséqués afin d'être examinés au microscope). L'une des meilleures méthodes d'étude des Collemboles consiste à faire un montage provisoire dans du KOH à 2%.

Les Collemboles sont difficiles à conserver dans des préparations microscopiques permanentes. Une méthode qui permet d'obtenir de bonnes préparations presque permanentes consiste à chauffer les insectes dans une goutte de lactophénol placée sur une lame jusqu'à leur éclaircissement. On recouvre d'une lamelle, on enlève l'excédent de lactophénol avec un papier-mouchoir et on lute la lamelle avec un ciment-lut à séchage rapide. On peut utiliser d'autres milieux pour le montage, comme par exemple les milieux de Hoyer, de de Faure ou de Berlese, mais ceux-ci ne sont pas aussi efficaces.

Orthoptères et Dermaptères

Les Orthoptères vrais (*Saltatoria*) se rencontrent dans des habitats très variés, depuis les arbres, les arbustes et l'herbe jusque dans les marais, les marécages, ainsi que sous les pierres, les billes de bois et les débris. Les méthodes de récolte varient selon les genres d'insectes recueillis: fauchage de la végétation basse, battage des arbres et des arbustes, et utilisation des doigts ou de pincettes pour récolter les insectes sous les pierres ou les billes de bois. On peut capturer les espèces sauteuses ou à vol rapide en les recouvrant rapidement d'un filet pendant qu'elles sont au repos sur le sol (p. 14). Lorsque les insectes sont recouverts par le filet, il suffit de bouger légèrement pour que ceux-ci sautent dans le sac; on n'a alors qu'à donner un coup de filet et à enrouler le sac rapidement pour que les insectes ne puissent pas s'échapper. Il faut souvent avoir recours à des méthodes spécialisées pour récolter en nombre certains groupes. On peut récolter les grillons des caves en utilisant la méthode du récipient-appât: on verse un peu de mélasse diluée dans des pots de 8 à 13 cm de diamètre, et de 13 à 15 cm de hauteur; on couvre le fond de feuilles mortes et on les enterre jusqu'au bord dans le sol des régions rocailleuses et boisées.

Beaucoup d'espèces stridulent la nuit, et l'on peut dépister les mâles en se laissant guider par leur chant. Puis, à l'aide d'une lampe de poche et d'un filet, on les attrape rapidement avant qu'ils ne s'envolent. Presque toutes les espèces ont un chant caractéristique. Avant de les capturer, on peut enregistrer leur chant à l'aide d'un magnétophone de bonne qualité et d'un microphone parabolique ou d'un autre dispositif afin de capter le chant d'un seul individu.

Il est souvent important de connaître l'habitat dans lequel les spécimens ont été capturés, et il faut l'inscrire sur les étiquettes ou dans un carnet avec un numéro de renvoi sur l'étiquette.

On peut tuer les insectes récoltés avec du cyanure. Les Sauterelles ne meurent pas aussi rapidement que certains autres insectes dans les flacons à cyanure. Elles peuvent paraître mortes, mais un peu plus tard revenir à la vie et endommager d'autres insectes en se débattant. Les insectes ne doivent toutefois pas rester trop longtemps dans le cyanure parce que ce produit altère la couleur, surtout les verts. Pour tuer le plus rapidement possible les Sauterelles, on utilise des flacons à cyanure fraîchement préparés. Certains, comme les grillons des caves, ont tendance à se recroqueviller lorsqu'ils sèchent; il est donc préférable de les garder dans l'alcool ou de les conserver selon le processus suivant: faire passer les spécimens dans deux bains d'alcool à 95% et dans deux bains d'alcool absolu, puis les transférer dans le xylène. Les insectes deviennent translucides lorsqu'ils sont complètement déshydratés; on peut alors les épingler directement à partir du xylène. Les appendices, même s'ils sont quelque peu rigides, peuvent être arrangés avec soin pendant que les insectes sont encore humides.

Il faut procéder à l'épinglage des Orthoptères dans les 24 h qui suivent leur mort et les faire sécher le plus rapidement possible. On enfonce l'épingle sur le côté droit du pronotum près de la bordure postérieure (fig. 81) en prenant soin de ne pas abîmer les tegmina ou ailes, surtout chez les grillons et autres espèces chanteuses où l'examen de l'appareil stridulatoire du tegmen peut être nécessaire pour une identification certaine. L'axe longitudinal du corps doit être presque perpendiculaire à l'épingle, mais la tête de l'insecte doit pencher un peu vers le bas. Les pattes sont ramenées sous le corps pour qu'elles ne se brisent pas et qu'elles ne prennent pas trop d'espace. L'abdomen doit être abaissé sous les ailes et ne pas être caché par les pattes de derrière parce que plusieurs caractères taxonomiques se trouvent sur sa partie terminal et doivent être bien visibles. Il faut soutenir les parties du corps à l'aide d'épingles supplémentaires pour que les insectes sèchent dans la position désirée. Les très petits Orthoptères, comme les Tétrigides ou les petits grillons, peuvent être montés sur des triangles ou de préférence montés avec des minuties sur de petits blocs de Polypore, de liège ou de balsa, qui sont ensuite fixés sur des épingles plus grosses.

Les gros insectes (d'environ 3 cm ou plus) doivent être éviscérés encore frais parce que leurs organes internes et la nourriture présente dans leur intestin ont tendance à se décomposer vite avant qu'ils ne soient complètement secs de sorte qu'il s'en suit une altération des couleurs. Ce phénomène est surtout courant chez les gros insectes de couleur verte. La meilleure méthode d'éviscération consiste à inciser la membrane dorsale entre la tête et le thorax, à en retirer le contenu à l'aide de pinces fines courbées, à nettoyer l'intérieur avec de la ouate puis à verser un mélange composé d'une partie d'acide borique et de trois parties de talc. L'insecte est sécoué pour répartir uniformément le talc. La tête est maintenue au thorax par une goutte de colle. Cette méthode favorise un séchage interne rapide et préserve les couleurs mieux que toutes les autres méthodes connues.

L'éviscération peut aussi être effectuée en incisant les trois premiers sternites abdominaux le long de la ligne médiane à l'aide de ciseaux fins, bien aiguisés, et en retirant le contenu thoracique de l'abdomen à l'aide de pinces fines droites. Pour les très gros insectes, on peut ajouter un peu d'ouate dans la cavité abdominale.

Si on ne peut pas épingler les spécimens aussitôt après les avoir tués, il faut les éviscérer et les déposer sur des couches de «Cellucotton» placées dans de petites boîtes solides. Plus tard, ils peuvent être ramollis, épinglés, placés dans la position désirée et mis à sécher. Une chose importante dont il faut toujours se rappeler est qu'il ne faut jamais séparer les insectes de leurs données.

Les Dictyoptères (blattes et mantes) doivent être épinglés de la même façon que les Orthoptères. En général, on trouve les blattes dans les édifices; on les récolte avec des récipients-appâts en se servant de la

méthode utilisée pour les grillons des caves. D'ordinaire, on trouve les mantes à la fin de l'été dans la végétation. Il faut éviscérer les femelles de couleur verte après avoir incisé les sternites abdominaux.

Les Phasmatodea (Phasmes) se trouvent sur les arbres, et on les capture d'habitude par battage. Il faut les conserver, sans épingles, dans des papillotes de cellophane et de carton fort pour éviter de les casser. Inscrire toutes les données pertinentes sur le carton. Si on épingle les insectes immédiatement, il faut arranger et soutenir les appendices à l'aide de paillettes en carton fort (fig. 117) jusqu'à ce qu'ils soient secs. Retirer le support pour procéder à l'étiquetage.

On trouve souvent des Dermaptères sous des morceaux de bois, sous des pierres ou autres débris. On les monte de la même façon que les Orthoptères.

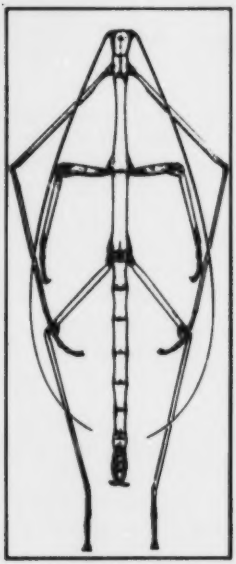

Fig. 117. Paillette servant de support pour le séchage d'un spécimen (Phasme).

Plécoptères

On trouve les perles à proximité des cours d'eau, des rivières et des lacs dans lesquels s'effectuent les premières étapes de leur développement. Les adultes des espèces automnales, hivernales et printanières peuvent être récoltés sur les ponts, les troncs d'arbre ou autres objets, ainsi que sur la neige et la glace à proximité des cours d'eau et des rivières. Certaines espèces estivales sont attirées par la lumière; on peut capturer

les autres en battant ou en fauchant la végétation près des rivages et des berges. Les larves se trouvent sous les pierres et les débris, en général dans une eau bien aérée.

Les adultes et les nymphes se conservent dans de l'alcool. Pour les étudier, on détache les pièces génitales de l'abdomen et on les éclaircit dans une solution de potasse caustique (KOH) à 10%. Les parties disséquées sont gardées dans la fiole avec l'insecte. Les pièces génitales montées dans des préparations microscopiques (entre lame et lamelle) sont difficiles à examiner dans leur plan d'orientation.

Isoptères

Les quatre espèces de termites qui existent au Canada vivent seulement dans le sud de l'Ontario et de la Colombie-Britannique. Il faut récolter dans le nid les spécimens des différentes castes d'une espèce et les conserver dans de l'alcool.

Psocoptères

On trouve des espèces de Psoques sur la végétation, sur et sous l'écorce des arbres, ainsi que sur le sol, dans les débris. Certaines espèces appelées communément poux des livres infestent les maisons, les immeubles et les entrepôts à grain, où on les trouve fréquemment dans les livres et les papiers non touchés depuis longtemps, dans la paille ou autres matériaux similaires, ainsi que dans les céréales et les produits farineux qui contiennent l'amidon dont elles se nourrissent. Leur récolte peut s'effectuer par battage, fauchage, chasse à vue ou séchage des débris dans un appareil de Berlese. Ces insectes sont d'ordinaire conservés dans l'alcool, bien que les très grosses espèces soient parfois épinglées afin de préserver un peu leurs couleurs. Les plus petites espèces sont montées sur des lames et elles sont éclaircies selon la méthode recommandée pour les Aphides.

Mallophages

La majorité des espèces de poux sont des ectoparasites des oiseaux. Toutefois, plusieurs espèces parasitent les mammifères et peuvent être récoltées selon les méthodes décrites pour la récolte des Anoploures. Les espèces parasites des oiseaux sont très variées; on les trouve à des endroits bien précis de l'hôte (par exemple, derrière le cou pour une espèce, dans les ailes pour une autre). Après la capture des oiseaux, il faut les placer dans des sacs de papier, de tissu ou de polyéthylène, mais une seule espèce d'oiseau dans chaque sac parce que les poux des oiseaux ne parasitent qu'une seule espèce. Lorsque l'oiseau meurt, les poux migrent d'habitude vers l'extrémité des plumes où on peut les récolter facilement. Il faut

toutefois examiner avec soin tout le corps de l'oiseau, ainsi que ses plumes, à l'aide de pincettes, afin de recueillir tous les insectes, en particulier les représentants des espèces relativement sessiles (*voir* le chapitre «Récolte des ectoparasites chez les vertébrés», p. 72).

Les mallophages peuvent être conservés temporairement dans l'alcool, mais ils doivent finalement être montés dans des préparations microscopiques au baume du Canada. On utilise la technique standard KOH – baume décrite pour les Anoploures, ou le procédé au lactophénol pour monter les animaux entiers. Si on a recours à cette dernière méthode, il faut chauffer les insectes dans l'eau distillée jusqu'à ce que l'alcool ait été remplacé par l'eau et que l'abdomen soit distendu. Ensuite, on transfère les insectes dans le lactophénol et on les fait bouillir à gros bouillon sous une hotte jusqu'à ce qu'ils soient éclaircis. Transférer les insectes éclaircis dans une solution déshydratante et durcissante miscible avec le baume du Canada. Cette solution est composée de 40% d'acide acétique glacial, de 40% d'huile de cèdre, de 10% d'essence de wintergreen et de 10% d'essence de lilas. On incise le tégument de l'abdomen avec une aiguille fine et pointue pendant que les insectes sont dans la solution et, avec une aiguille épointée, on presse doucement pour faire sortir le contenu liquéfié de l'abdomen. Il faut prendre soin de ne pas briser les soies. Les spécimens très pâles ou très peu sclérifiés sont colorés avec de la fuchsine acide; il faut toujours garder quelques spécimens non colorés de chaque espèce. Ajouter quelques gouttes de fuchsine acide à la solution d'acide acétique et d'huiles ou d'essences. Si la coloration est excessive, on lave les spécimens dans une solution faible d'acide acétique et d'huiles jusqu'à l'obtention de la coloration désirée. Le temps nécessaire à la déshydratation et au durcissement des spécimens varie selon la taille des insectes, mais les meilleurs résultats sont obtenus en les laissant dans cette solution pendant environ 12 h. Les insectes sont transférés directement de cette solution dans une goutte de baume du Canada déposée sur une lame. Les appendices sont bien disposés et le spécimen est bien orienté avant d'ajouter la lamelle. Les organes copulateurs mâles d'au moins un spécimen sont disséqués dans le mélange acide acétique – huiles ou essences, et montés sous une autre lamelle à part. Si les insectes deviennent blanchâtres ou opaques dans le baume du Canada, c'est qu'ils ne sont pas complètement déshydratés. On fait sécher les préparations dans une étuve jusqu'à ce qu'elles soient durcies.

Anoploures

Les poux, insectes suceurs, forment un petit ordre et sont exclusivement des ectoparasites de mammifères. Certains poux de petits mammifères, comme par exemple des rongeurs, sont minuscules et difficiles à déceler. Ils restent souvent fixés à leur hôte et meurent sur celui-ci; en effet, un grand nombre de collections de valeur ont été faites à partir des peaux conservées dans des musées. La méthode habituelle de récolte

consiste à effectuer une recherche méticuleuse dans la fourrure de l'animal à l'aide de pinces fines. Parfois, cette recherche s'effectue mieux sous loupe binoculaire. Si on trouve des lentes (œufs) fixées aux poils, il faut continuer la recherche des poux. Même après la recherche la plus appliquée, beaucoup de poux peuvent passer inaperçus et la technique de Hopkins peut être utile. Elle consiste à écorcher grossièrement le mammifère, à faire sécher la peau et à la conserver pour un examen ultérieur. Lorsqu'on veut enlever les poux, il faut couper la peau en petits morceaux et les faire tremper dans une solution d'hydrate de sodium à 5% jusqu'à ce que les morceaux soient assez souples pour que les poils puissent être enlevés à l'aide d'un couteau émoussé. Cette opération prend environ 15 min ou un peu plus. On dépose les poils partiellement dissous dans un bécher, on ajoute environ un quart de son volume d'hydrate de sodium en solution à 5%, on place le bécher dans un récipient rempli d'eau et on fait bouillir jusqu'à ce que le poil soit complètement dissous, opération qui prend environ 30 minutes. On filtre le contenu à travers un treillis en acier inoxydable à mailles très serrées. Le résidu est lavé sur le treillis à l'aide d'un jet d'eau très fin pour en retirer les particules plus petites; ce qui reste est lavé dans un verre de montre ou une boîte de Pétri, et examiné sous un microscope à faible grossissement (ou, si on est sur le terrain, utiliser une loupe). Les parasites sont prélevés et conservés en alcool. Pour faire des préparations microscopiques provisoires, on laisse tremper les insectes 24 à 48 h dans du phénol liquide (cristaux de phénol dissous dans un petit volume d'alcool absolu). Pour la préparation de spécimens en vue de montages définitifs, on suit les mêmes méthodes décrites précédemment pour les mallophages, ou on éclaircit les spécimens en les plaçant dans du KOH en solution à 10% pendant environ 24 h. On incise le tégument avec une aiguille pointue et, une fois le spécimen éclairci, on fait sortir le contenu liquéfié de l'abdomen en pressant légèrement avec une aiguille épointée. On lave ensuite les spécimens à l'eau, on les déshydrate en les faisant passer dans des bains successifs d'alcool à 70%, à 95% et d'alcool absolu et on les plonge pendant une courte période dans de l'huile de cèdre ou du xylol avant de les monter au baume du Canada ou à l'aide d'un produit similaire. Il peut être nécessaire de colorer un peu les spécimens très pâles en ajoutant environ six gouttes de fuchsine acide à l'eau distillée contenue dans la cavité d'une lame creuse et en y laissant les spécimens pendant une heure. On doit toujours garder quelques spécimens non colorés de chaque espèce d'Anoploures et disséquer les parties génitales mâles d'au moins un spécimen.

Éphéméroptères

Les larves d'Éphémères sont aquatiques et se rencontrent là où il y a de l'eau douce. On en a trouvé près de 600 espèces en Amérique du Nord. Dans les lacs et les étangs, les larves rampent librement au fond sur les débris submergés et les pierres, ou elles peuvent s'enfouir dans la vase. Dans les ruisseaux, on a beaucoup plus de chance de les trouver sous les

pierres, les morceaux de bois ou autres objets, souvent dans les eaux courantes. Les larves peuvent être récoltées à la main, ou par dragage ou ratissage du fond de l'étang ou du ruisseau. Les larves entièrement développées (qui possèdent d'habitude des ailes incomplètement développées, noirâtres, mais faciles à remarquer) sont conservées directement dans l'alcool à moins qu'on ne désire en faire l'élevage jusqu'à l'état adulte. Dans ce cas, on place les insectes dans des cages en partie submergées dans l'eau ou dans des récipients qui recréent autant que possible les conditions du milieu naturel, comme la température et l'oxygénation.

On peut récolter des Éphémères adultes dans bien des endroits, mais ils sont d'ordinaire très abondants près des eaux d'où ils ont émergé. Bien des espèces apparaissent en nuées le long des berges des ruisseaux pendant les premières heures de la journée ou au crépuscule. D'autres essaiment en plein soleil, mais l'essaimage a lieu en général, lorsqu'il ne vente pas. Autrement, elles restent immobiles sous le dessous des feuilles et dans des endroits abrités. Dans ces endroits, on peut trouver beaucoup d'espèces qui n'essaiment pas. En fauchant ou en battant le feuillage, on peut forcer les insectes à sortir de leur cachette, difficiles à voir surtout s'ils ne sont pas nombreux. Les spécimens récoltés de cette façon seront probablement endommagés à moins qu'on ne prenne des précautions. Il faut éviter d'avoir recours à ces méthodes de récolte toutes les fois que cela est possible. On peut obtenir de bons résultats en récoltant les insectes un par un, en les prenant au filet dans les essaims, ou en les capturant à la lumière qui attire fortement la plupart des Éphémères adultes. En général toutefois, les pièges lumineux ne sont pas recommandés car ils fournissent peu de spécimens faciles à conserver. Lorsqu'on récolte des Éphémères, il faut bien faire la différence entre les adultes parfaits et les subimagos (d'habitude reconnaissables à leurs ailes opaques et à leurs appendices plutôt courts). Si on capture des subimagos, il faut les garder vivants dans une bouteille recouverte de papier à l'intérieur, attendre leur dernière mue et jusqu'à ce que l'insecte adulte soit complètement sclérifié et pigmenté (d'ordinaire après plusieurs heures). La figure 118 montre un dispositif pratique pour récolter des subimagos ou des insectes adultes immatures.

Fig. 118. Bocal de chasse pour Éphéméroptères.

Avec un peu de pratique, on apprend à prendre au piège les Éphémères au repos en les couvrant rapidement d'un flacon; le couvercle à entonnoir empêche les insectes capturés de s'échapper pendant qu'on en récolte d'autres. Une trousse de chasse doit comprendre plusieurs flacons munis de couvercle à pas de vis ordinaire ainsi qu'un ou deux flacons à couvercle à entonnoir interchangeable.

Les Éphémères adultes peuvent être conservés dans l'alcool ou épinglés. Parce que ces insectes sont très fragiles, on doit appliquer l'une ou l'autre méthode avec beaucoup de soin pour obtenir de bons résultats. Si on les garde dans l'alcool, il faut placer seulement quelques spécimens par fiole et les manipuler avec beaucoup de soin, en particulier lorsqu'on les transfère d'un contenant à l'autre parce qu'on peut perdre les pattes et d'autres appendices. Il ne faut épingler que les spécimens tout à fait matures et frais qui doivent être manipulés avec soin. Ainsi préparé, ce matériel est bon pour l'étude, et certains chercheurs le préfèrent. Lorsqu'on étudie des Éphémères, il est utile d'avoir à sa disposition des spécimens piqués et d'autres conservés dans l'alcool. Le collectionneur ordinaire doit donc essayer d'obtenir une série de chaque espèce et de conserver plusieurs spécimens selon chacune des méthodes préconisées. Certains collectionneurs placent les Éphémères adultes dans de petites papillotes de cellophane, mais, en général, on ne considère pas ce procédé comme très approprié.

Odonates

Il existe plus de 400 espèces de libellules et de demoiselles en Amérique du Nord. Un filet à papillons ordinaire ne convient pas à la chasse aux libellules de grande taille, en particulier celles à vol rapide. Il est plus pratique d'utiliser un filet muni d'un grand anneau de 46 cm ou plus de diamètre, d'un manche de 1 m ou plus de long, et d'une poche à larges mailles. Lorsqu'on dirige le filet vers une libellule en vol, il faut l'approcher par derrière sinon elle peut se dérober. Les libellules ont une vue perçante et les mouvements rapides les effraient; il faut donc agir lentement et doucement jusqu'à ce qu'on donne un coup de filet. Certaines espèces suivent des routes précises, d'autres ont des perchoirs de prédilection, autant d'éléments qui peuvent être utilisés à bon escient par un collectionneur attentif.

La plupart des espèces ne volent qu'au soleil bien qu'il y en ait quelques-unes qui soient actives au crépuscule ou même la nuit. Le voisinage des étangs marécageux est l'endroit qui en produit le plus. Les cours d'eau, en particulier ceux à petits rapides alternant avec des mouilles, ont leur faune propre tout comme les étangs à sphaigne (surtout ceux ayant une flore marginale flottante), les sources, les mares alimentées par de l'eau de source ainsi que les étangs artificiels abandonnés. On doit s'attendre à trouver les espèces les plus rares dans des habitats particuliers; et il faut donc explorer les endroits les plus inhabituels.

On peut avoir recours au cyanure pour tuer les spécimens mais ceux-ci ne doivent pas rester exposés trop longtemps aux vapeurs de ce produit qui altère les couleurs. Si cela est possible, on peut les garder en vie une journée ou deux après leur capture pour qu'ils puissent vider le contenu de leur tube digestif, et mieux conserver les couleurs chez certaines espèces.

Il existe deux méthodes courantes de conservation des libellules. La première méthode consiste à les placer dans des fioles contenant de l'alcool à 95%. Cette méthode permet une conservation presque parfaite des couleurs. La deuxième méthode consiste à conserver les insectes à sec, dans des papillotes de papier ou de cellophane, ou à les piquer et à les étaler. Les spécimens desséchés perdent souvent leurs couleurs et deviennent cassants. Les couleurs sont toutefois assez bien conservées si les spécimens sont placés dans un endroit chaud et sec. Étant donné que les libellules occupent tellement de place dans une collection, il peut être préférable d'épingler et d'étaler seulement quelques spécimens par espèce et de laisser les autres dans des papillotes. Une meilleure conservation des couleurs des insectes mis en papillotes de papier est possible si l'on effectue un séchage rapide au moyen d'un dessiccateur improvisé. Dans le cas des spécimens épinglés, l'épingle est piquée au milieu du thorax entre les bases des ailes postérieures.

Les larves sont conservées dans l'alcool dans des tubes. Les exuvies ou dépouilles larvaires, en particulier celles des Anisoptères (libellules), ont une valeur taxonomique. On colle chaque exuvie sur une paillette de carton qu'on place en collection. Les exuvies des Zygoptères (demoiselles) doivent être conservées en alcool.

Thysanoptères

On trouve des thrips sur tous les types de végétaux vivants ou en décomposition: dans les fleurs, le sol et les mousses, sur le feuillage, les fruits, les brindilles, les morceaux d'écorce ainsi que sur du bois et les champignons pourris. Beaucoup d'espèces sont limitées à un seul genre de plante ou à quelques genres apparentés. Les données sur les plantes hôtes sont donc importantes. On récolte les insectes d'un seul genre de plante ou d'habitat à la fois, et on les étiquette de façon appropriée. Si on ne peut pas reconnaître la plante sur le terrain, il faut la conserver sous presse et l'identifier plus tard. Il suffit de presser fermement un journal entre deux morceaux de carton fort pour avoir une bonne presse. Dans ces cas, on utilise des étiquettes de renvoi pour les plantes et les insectes. Une des méthodes de récolte des thrips dans la végétation consiste à placer un peu de la plante dans un récipient hermétique. On peut toujours se servir d'un sac de papier de bonne qualité fermé avec plusieurs trombones, mais il est préférable d'utiliser un flacon en verre muni d'un bouchon ou d'un couvercle à pas de vis hermétique. On ne doit pas

mélanger les échantillons ou les plantes d'espèces différentes; il faut les placer dans des récipients distincts.

Il existe plusieurs méthodes pour extraire les thrips des échantillons de végétation, de sol, de bois pourri ou d'autres matériaux dans lesquels ces insectes vivent. La meilleure méthode consiste à utiliser l'appareil de Berlese (fig. 36); c'est presque essentiel. Il suffit de déposer un seul échantillon dans l'appareil et de le nettoyer à fond avant d'en introduire un autre.

Si on ne dispose pas d'appareils de Berlese, on vide avec soin l'échantillon de végétation sur une grande feuille de papier blanc sous une lumière vive. En secouant l'échantillon de temps à autre, on force les thrips et autres insectes à ramper sur le papier de telle sorte qu'on peut les prendre au moyen de pinces ou d'un pinceau mouillé. Si les échantillons sont conservés dans des flacons en verre, beaucoup d'insectes peuvent en être extraits en plaçant la main au-dessus de l'ouverture du flacon et en ramassant les thrips avec la paume de la main. Sur le terrain, on peut récolter les thrips en secouant une fleur ou du feuillage dans la paume de la main ou sur une feuille de papier blanc, ou en frappant les grosses branches d'arbre ou d'arbrisseau avec un bâton au-dessus d'un grand linge blanc ou d'un bac. Des échantillons de sol, de bois pourri et de champignons peuvent être passés lentement au tamis au-dessus d'un linge ou d'un papier blanc.

Le liquide de conservation le plus fréquemment utilisé pour les thrips est le milieu AGA (*voir* «Formules», p. 194). Les insectes ont toutefois tendance à gonfler et à se décolorer, et doivent donc être montés dans le mois qui suit leur capture. L'alcool est un bon agent de conservation, mais les insectes conservés dans ce produit ont tendance à devenir cassants et difficiles à monter. On dépose les insectes vivants dans le liquide de conservation et on les garde dans des fioles.

On peut aussi conserver les insectes dans une solution de lactophénol qui produit un bon éclaircissement des spécimens pour études microscopiques. Au cours des années, beaucoup de méthodes de préparation microscopique des Thrips ont été proposées. Cependant, il est probable que les méthodes les plus simples et les plus efficaces sont celles utilisées pour les pucerons dans le milieu de Hoyer ou au baume du Canada. Il faut blanchir les Thrips noirs en les plaçant pendant 24 h dans du KOH à 2% avant d'appliquer les méthodes mentionnées précédemment. Les préparations microscopiques obtenues à l'aide de l'une de ces méthodes sont tout indiquées pour la recherche et l'identification, pourvu qu'on étale avec soin les appendices et les ailes au moyen d'une aiguille à dissection très fine avant d'appliquer la lamelle. Utiliser seulement la quantité exacte de produit; le diamètre du volume du milieu de montage utilisé ne doit pas être plus grand que celui du corps de l'insecte. Une autre méthode simple mais assez efficace consiste à immerger les spécimens qui viennent d'être récoltés dans de l'essence de girofle pendant 24 h. On monte

ensuite les insectes au baume du Canada après avoir pris soin d'en réduire la viscosité avec du terpinéol ou essence de lilas. Cette dernière méthode est utile lorsqu'il s'agit de récolter un grand nombre de Thrips, comme des projets en écologie.

Hémiptères (Homoptères et Hétéroptères compris)

Les espèces qui appartiennent à ce groupe comprennent les punaises, les cicadelles, les cigales, les pucerons et les groupes voisins. La plupart de ces espèces vivent librement sur les plantes, certaines se trouvent sous les écorces détachées, parmi la végétation emmêlée à la base des herbes et autres plantes, ou dans les débris végétaux et quelques-unes sont parasites de l'homme et des oiseaux. Les meilleurs mois de récolte des adultes sont juin, juillet et août; plus tôt et plus tard dans l'année, les espèces sont à l'état larvaire. Le fauchage et le battage sont des méthodes qui permettent de faire une récolte fructueuse. Les données sur la plante-hôte peuvent être obtenues en examinant la plante et en récoltant les insectes avec un aspirateur, et il est parfois indispensable d'avoir recours à cette méthode pour identifier certains groupes. Il est plus facile de trouver les espèces des débris en plaçant des échantillons de débris dans un séparateur. Bien des espèces sont attirées par les lumières artificielles la nuit et on peut les capturer avec des pièges ou à la main.

La première méthode décrite ci-dessous concerne la conservation et le montage des Hémiptères autres que les Aleyrodides, les Aphidoïdes (pucerons) et les Coccoïdes (cochenilles); la seconde méthode s'applique à ces trois derniers groupes.

Conservation et montage des Hémiptères Le cyanure et l'acétate d'éthyle sont de bons poisons pour tuer les espèces de ce groupe. Après asphyxie, les espèces aquatiques et semi-aquatiques sont conservées dans l'alcool jusqu'au moment du montage. Les espèces semi-aquatiques peuvent néanmoins, leur corps n'étant pas humecté, être placées directement dans des flacons de chasse et être rangées temporairement dans des boîtes à pilules. Ne pas tuer ni conserver dans l'alcool les Hémiptères terrestres, surtout les espèces très délicates de Mirides car l'alcool les déformerait, les décolorerait et les déshydraterait. Cependant les larves sont toutes conservées dans l'alcool. Pour le rangement temporaire des adultes, sauf s'il s'agit d'espèces aquatiques, on recourt à la technique du rangement en couches dans des boîtes à pilules.

Les adultes sont épinglés directement ou montés sur triangles. Une règle générale qu'on a intérêt à suivre consiste à monter sur triangles tous les spécimens de 13 mm ou moins de long, sauf s'ils sont larges et robustes (de 6 mm ou plus de large), ainsi que les spécimens de 13 mm et plus de long et qui sont extrêmement minces (trop minces pour qu'on puisse les piquer sans dommages). D'après cette règle, la plupart des espèces d'Hémiptères du Canada doivent être montées sur triangles.

Arranger près du corps mais sans le toucher les pattes et les antennes saillantes qui pourraient se briser au cours du montage. Dans le cas des Cicadides et des Psyllides, il importe que les segments terminaux abdominaux soient bien visibles de côté. Par conséquent, on place l'extrémité des ailes gauches des Psyllides en pointant vers le haut et on étale celles des Cicadides.

Pour l'épinglage direct, ne pas utiliser d'épingles plus petites que les épingles n° 1. L'épingle est piquée à différents endroits du corps, selon les différents groupes, à cause de leur grande diversité structurale. Ainsi, on pique l'épingle dans le scutellum, à proximité de sa bordure antérieure et juste à droite de la ligne médiane, chez les espèces à scutellum large et non recouvert par d'autres structures et lorsque ce dernier est au moins deux fois plus long et deux fois plus large que le diamètre de l'épingle (fig. 80). Pour les espèces à scutellum petit ou recouvert en grande partie d'un pronotum proéminent (chez les Notonectides par exemple), on insère l'épingle dans le pronotum, à proximité de sa bordure postérieure et juste à la droite de sa ligne médiane.

La plupart des Membracides dont le pronotum est très proéminent se montent sur triangles; tous les Cicadellides doivent être montés sur triangles; enfin, les espèces de forte taille sont épinglées directement, et l'épingle est piquée juste à la droite de la ligne médiane du pronotum à un tiers environ de la longueur du corps à partir de la tête (fig. 79). On colle les triangles sur la partie inférieure du côté droit du thorax. Dans le cas des espèces plates, il n'est pas nécessaire de replier l'extrémité des triangles mais, pour les autres, on prend bien soin de donner à l'extrémité des triangles l'inclinaison appropriée en fonction de l'angle du thorax. On colle les petits Cicadellides sur des triangles plans, à pointe non repliée, au niveau des coxas mésothoraciques. Dans le cas des Cicadellides de plus forte taille, on redresse la patte postérieure droite et on fixe l'extrémité repliée du triangle sur le côté droit du thorax.

Conservation et montage des pucerons, des cochenilles et des aleurodes La récolte des pucerons, des cochenilles, ou encore des aleurodes, se fait par la chasse à vue et la capture à la main sur les plantes-hôtes. Les autres méthodes ne permettent pas de réunir les données concernant l'hôte, et souvent nécessaires à l'identification des spécimens, bien qu'on aie quelquefois intérêt à recourir au fauchage ou au battage pour détecter la présence d'insectes sur une plante-hôte. On a aussi intérêt à prendre des notes sur les couleurs naturelles des insectes encore en vie, renseignements qui facilitent l'identification des spécimens et permettent aussi de les reconnaître sur le terrain.

Pucerons (Aphides, Adelgides et Phylloxérides): on peut rencontrer des colonies de ces insectes n'importe où sur une plante-hôte. On constate souvent qu'il vaut mieux couper la partie de la plante infestée et la conserver dans l'alcool avec les pucerons qui s'y trouvent. De cette façon, le collectionneur court la chance de récolter tous les stades présents dans

la colonie. On peut aussi mettre la partie de la plante infestée dans un sac de plastique et la ranger pendant quelques jours dans un endroit frais avant de procéder à sa conservation. Cette méthode permet souvent au collectionneur d'obtenir un nombre supplémentaire de formes ailées, voire d'individus sexués, mâles et femelles, si la récolte a été faite tard dans la saison, ainsi que des parasites et des hyperparasites. Le lactophénol constitue un milieu éclaircissant et tout indiqué pour ces insectes. Le produit est préparé en dissolvant 2,25 kg de cristaux purs de phénol dans 1 L d'acide lactique. Cette solution, excellente pour éclaircir les Aphides, les Adelgides et les Phylloxérides, élimine en outre toute trace des parties internes non chitineuses. On a pu conserver des pucerons de cette façon pendant 7 ans sans détérioration apparente de la cuticule. Quand on conserve les pucerons dans une solution de lactophénol, il faut placer les étiquettes à l'extérieur des tubes.

Avant d'identifier les pucerons, il faut d'abord les éclaircir et les monter sur des lames. Les spécimens conservés dans l'alcool doivent être chauffés dans de l'eau distillée jusqu'au remplacement de l'alcool par l'eau et la distension de l'abdomen. Puis, on décante l'eau, on ajoute du lactophénol et on fait bouillir à gros bouillons les spécimens sous une hotte. Lorsque les spécimens sont éclaircis, on les monte dans le milieu de Hoyer ou encore dans une solution neutre de baume du Canada au xylène. Si on utilise le milieu de Hoyer ou un milieu semblable contenant de l'hydrate de chloral et de la gomme arabique, les spécimens peuvent être retirés de la solution de lactophénol qui sert à les éclaircir et être posés directement sur une lame recouverte d'une petite quantité du milieu. Les spécimens sont placés sur la lame, face dorsale vers le haut, et les appendices étalés avec soin en veillant à bien étendre les pièces buccales entre les coxas. On ajoute une lamelle et on fait sécher la préparation dans un four jusqu'à ce que le milieu soit durci. Les préparations microscopiques incluant un milieu dans lequel on retrouve de l'hydrate de chloral et de la gomme arabique devraient être lutées au moyen d'un ciment-lut qui sèche rapidement. Plusieurs bons ciments-luts sont en vente chez les détaillants de fournitures biologiques. Si les montages ne sont pas soigneusement lutés, l'air s'introduira entre la lame et la lamelle et nuira considérablement à l'examen microscopique des spécimens.

Le baume du Canada constitue le meilleur milieu de montage pour la préparation des lames permanentes employées dans les musées. Lorsque le baume du Canada est utilisé, il faut bien éliminer le lactophénol, puis déshydrater et durcir avec une solution miscible avec le baume. Cette solution se compose de 40% d'acide acétique glacial, 40% d'huile de cèdre, 10% d'essence de wintergreen et 10% d'essence de lilas. La durée du traitement dans cette solution varie en fonction de la grosseur des spécimens, mais on obtient normalement de meilleurs résultats en laissant les insectes dans la solution pendant près de 12 h. On transfère ensuite les spécimens directement de la solution d'acide acétique et d'huiles essentielles à une goutte de baume, et on étale avec soin les appendices avant de mettre en place la lamelle. La quantité de milieu de montage à utiliser

dépend de la taille des sujets, mais le volume utilisé ne devrait pas être plus épais que celui de la tête des spécimens. Lorsque le baume du Canada tient lieu de milieu de montage, on peut l'éclaircir avec de l'essence de lilas pour lui donner la viscosité voulue.

Si les spécimens deviennent laiteux ou opaques une fois dans le baume, c'est que la déshydratation n'est pas complète. Les préparations microscopiques sont séchées dans un four jusqu'à ce qu'elles soient durcies. La coloration n'est pas essentielle surtout lorsqu'on dispose d'un microscope à contraste de phase ou à interférence. Il ne faut pas retirer les embryons des pucerons avant de les monter car les structures embryonnaires sont souvent utiles à l'identification ou à la taxonomie.

Cochenilles: d'habitude, on ne peut identifier que les femelles adultes de ce groupe. Ces insectes sont sessiles ou mobiles et peuvent infester à peu près n'importe quelle partie des plantes-hôtes. La meilleure méthode de capture et de conservation des espèces sessiles consiste à couper les parties de la plante qui en sont infestées et à les laisser sécher dans un contenant non hermétique. Par contre, on peut capturer directement les espèces mobiles dans des flacons remplis d'alcool ou d'une solution de lactophénol. Il faut faire des préparations microscopiques pour identifier ces insectes. Suivre les méthodes indiquées pour les Aphidoïdes. On fait bouillir les spécimens séchés dans du lactophénol, sous une hotte fermée, pour les éclaircir. La coloration n'est pas nécessaire si on peut examiner les spécimens au microscope à contraste de phase ou à interférence. En règle générale, les écailles des mâles, contrairement à celles des femelles, se conservent bien dans l'alcool.

Aleurodes: les aleurodes, contrairement aux autres Homoptères, ont un cycle biologique qui comporte un stade de repos, la nymphe. C'est ce stade qui sert surtout à leur identification. Pour récolter des nymphes, on place dans un contenant aéré des feuilles qui en sont infestées. À l'éclosion, on conserve les adultes dans l'alcool ou dans du lactophénol. Il faut faire des préparations microscopiques pour identifier ces espèces. Suivre les méthodes indiquées pour les pucerons. Éclaircir les nymphes desséchées en les faisant bouillir dans du lactophénol sous une hotte fermée avant de les monter sur lames.

Mégaloptères

Pour capturer des Corydalides et des Sialides, on doit faucher ou battre la végétation à proximité d'habitats aquatiques où vivent les larves. La plupart des espèces sont attirées par la lumière. Néanmoins, leur vol étant peu soutenu, on a intérêt à placer la source lumineuse près de l'eau. Les spécimens sont tués avec du cyanure ou un autre poison et conservés dans l'alcool. Il est toujours sage d'épingler et d'étaler quelques spécimens de chaque espèce récoltée. Il faut manipuler avec soin les Corydalides vivants, car leur morsure est douloureuse. On conserve les stades immatures dans l'alcool.

Neuroptères

Les Chrysopes, les fourmis-lions et les groupes voisins sont d'habitude chassés à vue ou capturés au filet ordinaire ou fauchoir; on peut à l'occasion capturer certaines espèces au moyen d'un piège lumineux. On doit tuer les spécimens avec du cyanure ou un autre poison, les épingler et les étaler au besoin. Étant donné que l'appareil génital du mâle sert à l'identification, il vaut mieux conserver une partie de la récolte dans l'alcool.

Pour préparer l'appareil génital du mâle à étudier, on sépare l'abdomen du spécimen et on l'éclaircit dans une solution d'hydroxyde de potassium (KOH) à 10% pendant 24 h. Puis, on transfère la structure dans un bain d'alcool, pour ensuite, au moyen d'une seringue hypodermique, procéder doucement à l'aspiration des substances liquéfiées qui se trouvent encore dans l'abdomen. Pour cette opération, on utilise une aiguille fine (n° 27). Lorsque l'abdomen est complètement vidé, on procède à l'éversion des structures par la même méthode. L'abdomen est coloré dans une goutte de chlorazole noire, en solution aqueuse à 5% pendant 2 ou 3 min, replongé dans l'alcool et vidé à nouveau de son contenu. Pour l'examen, on place l'appareil génital dans une goutte de glycérine sur une lame porte-objet. Pour éviter l'aplatissement et la distorsion des pièces génitales, on dispose sous les bords de la lamelle quelques morceaux d'une lamelle brisée pour la soutenir. Pour une conservation permanente, on range l'appareil génital dans une microfiole (*voir* «Préparations microscopiques», p. 114).

Mécoptères

Les Mécoptères habitent surtout les régions boisées humides. Certaines espèces aptères se rencontrent sur la neige. Ces insectes sont surtout diurnes bien que quelques espèces viennent à la lumière la nuit. Les formes ailées se récoltent au filet dans la végétation basse des endroits ombragés ou encore au moyen d'un piège Malaise placé dans un endroit stratégique. Les petites espèces aptères (*Boreus* spp.) sont capturées avec des pinces ou des pièges-fosses (p. 31). On doit tuer toutes les formes dans du cyanure ou un autre poison. Avant d'introduire un spécimen dans un flacon de chasse, il faut le garder dans la main pendant une minute jusqu'à ce qu'il exsude un liquide brun; sans cette précaution, le liquide peut souiller le flacon et les autres spécimens à l'intérieur. Piquer les Mécoptères au milieu du thorax et en étaler au moins quelques exemplaires. Quant aux petites espèces dépourvues d'ailes, on peut les monter sur triangles. Les larves sont conservées dans l'alcool ou dans un autre liquide de conservation. Comme pour les Neuroptères, l'appareil génital du mâle est utile à l'identification des spécimens. On procède de la même façon pour le préparer et le conserver.

Trichoptères

C'est surtout à proximité des lacs et des cours d'eau qu'on trouve les Trichoptères, bien que certaines espèces puissent s'éloigner à de grandes distances de leur lieu de reproduction. Plus de 1000 espèces ont été répertoriées en Amérique de Nord. On peut les capturer au filet, au crépuscule ou après la tombée de la nuit, et le jour en fauchant la végétation au bord de l'eau. L'utilisation d'un piège lumineux demeure la méthode de capture la plus rentable car ces insectes sont fortement attirés par la lumière.

Les spécimens sont conservés dans l'alcool ou épinglés. Le mieux est de piquer dans le thorax quelques spécimens frais de chaque espèce et de conserver les autres dans l'alcool. On peut étaler les spécimens mais ce n'est pas essentiel. À défaut d'être étalées, les ailes sont repliées vers le bas de manière à ce que l'appareil génital soit bien en vue (fig. 119). Les individus des espèces du genre *Leptocella* (insectes blancs dont les ailes sont traversées par des barres jaunâtres ou grisâtres) sont épinglés parce que l'alcool détériore leurs couleurs.

Il est facile d'élever les Trichoptères à partir des larves, et même rentable puisqu'on peut obtenir ainsi des espèces rares. Les nymphes présentent beaucoup d'intérêt parce que les exuvies larvaires sont toujours associées à ce stade et que l'appareil génital peut être identifié vers la fin de la période nymphale. Les nymphes sont conservées dans l'alcool.

Fig. 119. Spécimen épinglé non étalé (Trichoptère), avec la position correcte des ailes et de l'abdomen.

Lépidoptères

Bien que la faune des papillons de certaines régions du Canada soit entièrement connue, la récolte systématique de ces insectes n'en permet pas moins de colliger des renseignements utiles sur la distribution et les habitats occupés par les différentes espèces, et même de déboucher sur la découverte d'une nouvelle espèce pour le Canada. Les cycles biologiques de la majorité des Microlépidoptères du Canada sont encore mal connus. Dès lors, la mise en collection de spécimens bien conservés et identifiés d'œufs, de larves et de chrysalides, et l'accumulation de renseignements sur leurs besoins et leurs préférences alimentaires comptent parmi les contributions les plus utiles et les plus simples à la portée de tous les collectionneurs.

Malgré leur aptitude au vol, les papillons sont souvent limités à un type d'habitat bien déterminé. La plupart d'entre eux ont des saisons de vol de courte durée. Dans nombre de cas, par ailleurs, les collectionneurs ne disposent que d'une semaine ou deux par année pour récolter des spécimens en bon état. Une récolte systématique dans une localité donnée nécessite donc des chasses répétées dans tous les habitats repérés et à toutes les périodes qui conviennent au cours de l'année.

Voici les quatre principales méthodes de récolte des papillons: au filet, à la lumière artificielle, aux appâts naturels ou artificiels, ou par élevage des premiers stades. Chaque méthode présente des avantages et des inconvénients qui lui sont propres.

La plupart du temps, les filets sont utilisés pour capturer des papillons diurnes, mais on se sert aussi en plus d'une lampe de poche ou d'une lanterne pour capturer les espèces nocturnes, entre autres celles attirées par les fleurs. Beaucoup de papillons diurnes recherchent les fleurs et certains endroits humides sur les routes; quelques-uns sont attirés par les cadavres de leurs congénères utilisés comme leurre. Les chasses matinales sont en général infructueuses; on aura tout intérêt à chasser les papillons en fin de matinée et jusqu'au milieu de l'après-midi, ou plus tard au cours de la journée. Plusieurs espèces de papillons nocturnes sont actifs juste après le coucher du soleil. Une journée sans vent, chaude et ensoleillée, voilà ce qui convient parfaitement à la chasse aux papillons. Les espèces nocturnes qui volent aussi le jour sont, il va sans dire, moins dérangées par l'absence de soleil que les papillons diurnes.

La meilleure méthode pour capturer les papillons nocturnes est certainement l'utilisation d'un piège lumineux. Pour obtenir de bons résultats, on utilise une lumière puissante placée de manière à ce que l'espace éclairé soit le plus grand possible, et on place un drap ou une autre surface réfléchissante derrière ou en dessous. Les pièges lumineux permettent de capturer des papillons en grand nombre. Cependant, si le poison ou l'anesthésique utilisé n'est pas assez violent pour agir rapidement, l'état du matériel récolté peut laisser à désirer. On ne devrait pas

recourir à des pièges lumineux en début de soirée seulement: certaines espèces ne sortent que rarement avant minuit et de toute manière, la succession des espèces rencontrées varie d'habitude de façon marquée au cours de la nuit.

La miellée constitue l'appât le plus largement utilisé pour la capture des papillons. On peut en varier la composition à volonté ou selon les ingrédients disponibles. La miellée permet surtout de capturer des Phalænides (=Noctuides), mais aussi des espèces d'autres familles. C'est un liquide à odeur sucrée, constitué principalement de sucre, sous une forme ou une autre, qu'on aura laissé fermenter jusqu'à un certain point. Il n'existe pas de recette bien arrêtée; la plupart des collectionneurs créent la leur. En règle générale, le mélange se compose d'une bonne quantité de cassonade ou de mélasse, ou des deux, à laquelle on ajoute de la bière éventée. Le mélange peut aussi comprendre de la purée de bananes ou de pêches avancées, des jus de fruits fermentés ainsi qu'une petite quantité de rhum, d'assa-fetida ou d'un ester tel que l'acétate d'amyle. Le mélange constitue un appât plus alléchant si on le laisse fermenter l'espace d'une nuit ou plus longtemps; pour faciliter la fermentation, ajouter une petite quantité de levure. Il importe néanmoins que le mélange soit aromatique, qu'il exhale des odeurs d'alcools et d'esters légers, qui sont des produits de la fermentation, et qu'il soit assez épais pour ne pas couler sur l'écorce ni pénétrer dans le tronc des arbres où il est appliqué. Au crépuscule, on étend à la brosse une couche du mélange sur des troncs d'arbres, des poteaux de clôtures et d'autres objets, et on visite ces endroits à différents moments après la tombée du jour pour y capturer les papillons et les autres insectes qui s'en régalent. On étend du mélange grand comme la main, sur chaque tronc d'arbre, à une hauteur appropriée et, de préférence, à l'abri du vent. Pour faciliter la tâche, on choisit des arbres qui forment un circuit fermé. Cette «ceinture de chasse» est plus efficace lorsqu'elle est utilisée de façon suivie, nuit après nuit, pendant une longue période. Année après année, l'éventail des espèces ainsi récoltées continuera de s'agrandir. Pour la chasse à la miellée, l'emplacement doit être choisi avec soin. Les caractéristiques de l'emplacement idéal varient d'une région à l'autre, et seule l'expérience permet de les déterminer. En règle générale, l'emplacement doit être situé à l'abri du vent, et la végétation, mixte de préférence, ne doit pas être trop dense. Dans un bois, par exemple, c'est à la lisière, le long des sentiers ou encore dans les clairières que se trouvent les meilleurs emplacements. Le nombre des insectes attirés varie grandement, en fonction de l'emplacement, de la saison, de la température, ainsi que de la présence ou de l'absence d'appâts naturels. Les nuits claires sont d'ordinaire favorables à la chasse à la miellée. Les insectes attirés par un appât sucré sont souvent engourdis, probablement sous l'effet des alcools de la miellée. Lorsqu'ils sont dérangés, les papillons nocturnes, en général, décollent puis planent jusqu'au sol ou encore se laissent tout simplement tomber sur le sol. Pour procéder à une capture, il suffit alors de tenir un flacon de chasse ouvert ou un filet sous le spécimen et, au besoin, de les approcher lentement jusqu'à toucher l'insecte. La

miellée, il va sans dire, ne saurait être autre chose qu'un substitut d'appâts naturels, tels que la sève, le nectar, le miellat ou un fruit gâté, qu'on a souvent avantage à utiliser. La sève du bouleau constitue un appât, efficace surtout au printemps, tout comme la sève du saule dans les champs. Les fleurs de saule, de lilas, de crucifères, d'onagres et d'asclépiades sont autant d'appâts naturels dont les collectionneurs ont intérêt à tirer parti. Les fleurs campanulées, à odeur forte, sont des appâts naturels surtout efficaces pour attirer les Sphingides.

Une autre méthode, appelée en Grande-Bretagne «assembling», consiste à utiliser comme appâts des femelles vierges, autour desquelles les mâles de certaines espèces de papillons nocturnes viennent se rassembler. Une femelle non fertilisée peut aussi tenir lieu d'appât dans un piège-appât.

Outre le recours aux méthodes de chasse précédemment décrites, les collectionneurs ont aussi quelquefois avantage à utiliser d'autres moyens. Ainsi, il leur est souvent possible de trouver, pendant le jour, des papillons nocturnes en repos sur les troncs d'arbres notamment, ou encore à proximité des lumières électriques qui les ont attirés la nuit précédente. Ils pourront aussi capturer des essaims d'Hépialides à la saison et au moment du jour appropriés à proximité de leurs plantes nourricières. Le fauchage de la végétation avec un filet est une méthode tout à fait indiquée pour la récolte des larves, mais inutile dans le cas des adultes, car les spécimens ainsi récoltés sont invariablement très endommagés. Un collectionneur sérieux traîne toujours avec lui un flacon de chasse, juste au cas où il rencontrerait un spécimen dans un endroit et à un moment tout à fait inattendus.

L'élevage des papillons à partir des premiers stades comporte plusieurs avantages. Cette méthode permet, entre autres, d'obtenir des spécimens en parfait état, avantage qu'aucun collectionneur ne saurait mettre de côté. Elle permet aussi d'obtenir des femelles en aussi grand nombre que les mâles, et d'avoir, à partir des œufs d'une seule et même femelle, toute une série de spécimens de la même espèce. Enfin et surtout, cette méthode permet de colliger des données d'un grand intérêt sur les stades de développement et les préférences alimentaires des espèces. Pour obtenir des spécimens des premiers stades à des fins d'élevage, on peut soit veiller à ce qu'une femelle captive ponde des œufs, soit récolter des œufs, des larves ou des chrysalides dans leur environnement naturel. La première méthode présente l'avantage de fournir au collectionneur un bon nombre de spécimens non parasités et d'identité connue; il peut ainsi obtenir toute une série d'adultes et conserver des œufs, des larves et des chrysalides, sans courir le risque de commettre des erreurs d'identification entre espèces similaires et sans qu'il lui soit absolument nécessaire d'élever quelques individus jusqu'au stade adulte pour l'identification. En temps normal, les papillons femelles, capturés dans leur environnement naturel, pondent des œufs fertiles; quant aux femelles d'élevage, il faut les accoupler soit avec un mâle d'élevage soit avec un mâle sauvage capturé

dans les environs. La seconde méthode permet d'abréger le temps d'élevage et de découvrir des plantes nourricières inconnues. Qui plus est, ces spécimens ont toutes les chances de contenir des parasites d'un grand intérêt pour les hyménoptéristes et les diptéristes.

La plupart des espèces de papillons nocturnes pondent volontiers en captivité. Humidité relativement élevée, obscurité et présence d'aliment liquide et de la plante nourricière de la larve, sont autant de facteurs qui favorisent la ponte. La plupart des papillons diurnes, pour leur part, ne pondent qu'au soleil, et bon nombre d'espèces ne pondent que si on leur laisse assez d'espace pour voler; beaucoup ne pondent que sur leur plante-hôte. Les soins à donner aux larves se résument à peu de chose: environnement propre et abondance d'aliments frais. Manipuler les larves et les chrysalides le moins possible. Au sortir du stade pupal, les papillons ont besoin de beaucoup d'espace. Il faut leur laisser le loisir de s'ébattre à volonté jusqu'à ce que leurs ailes soient bien déployées et durcies.

On utilise du cyanure pour tuer les papillons. Ces insectes étant très fragiles, quelques précautions élémentaires s'imposent: garder le flacon propre, ne pas y mettre des insectes autres que les papillons, tapisser le fond du contenant de papier ou d'ouate, n'y introduire que quelques spécimens à la fois, enfin, ne jamais laisser les spécimens libres dans le flacon de chasse d'un lieu à un autre (pour tout déplacement important, ranger les spécimens entre des couches d'ouate). Faute de cyanure, les poisons liquides sont assez efficaces. Ne les utiliser cependant qu'avec soin, car ils ont tendance à provoquer le durcissement des spécimens, à les humecter et à en rendre l'étalage difficile. En outre, si la dose n'est pas suffisante, l'insecte, étourdi seulement, peut se causer des dommages ou prendre la fuite.

On épingle et on étale les papillons aussitôt après les avoir tués. Si les circonstances ne le permettent pas, on range temporairement le matériel récolté dans des papillotes triangulaires, décrites précédemment. En cas d'urgence, on dispose les spécimens sur une couche d'ouate et on les recouvre de papier-mouchoir dans une boîte relativement grande et peu profonde. Mieux vaut cependant épingler les spécimens même lorsque les circonstances et l'équipement disponible ne permettent pas de procéder à leur étalage, car les insectes piqués sont moins susceptibles de subir des dommages. Insérer l'épingle verticalement dans le corps de l'insecte, au beau milieu du thorax (fig. 71 et 120), de manière que le spécimen soit fixé à environ 13 mm de la tête de l'épingle. Choisir une épingle de la bonne grosseur. Pour les Noctuides et les autres papillons nocturnes, robustes et de taille moyenne, on utilise une épingle n° 3; pour les gros Géométrides et les papillons de jour de plus petite taille, une épingle n° 2; pour les petits Géométrides et les gros Microlépidoptères, une épingle n° 1 ou 0; pour la plupart des Microlépidoptères, une épingle n° 00; et pour les plus petites formes, une épingle n° 000. Les épingles des deux derniers numéros plient très facilement; ne les utiliser que lorsque des

Fig. 120. Spécimen étalé (Lépidoptère).

épingles plus grosses ne peuvent donner satisfaction. Ne jamais coller des papillons sur des épingles ni sur des triangles. Au besoin, piquer avec des minuties les très petites formes et les monter sur deux épingles.

On étale les papillons gardés en collection. Les spécimens, il va sans dire, doivent être souples pour être étalés. Les résultats obtenus sont meilleurs avec des spécimens frais. Les Géométrides de couleur verte ne peuvent être étalés que s'ils sont frais.

Les œufs de certains papillons peuvent être conservés à sec. Dans nombre de cas cependant, mieux vaut les conserver dans l'alcool, car leur chorion délicat se ratatinerait s'ils étaient conservés à sec. La plupart des larves devraient être tuées dans de l'eau chaude, de manière à obtenir des spécimens ramollis et non déformés, pour ensuite être conservées dans de l'alcool. Cependant, si l'on veut procéder à une étude de l'anatomie interne, il faut tuer les larves en les plongeant l'espace de quelques secondes dans de l'eau bouillante ou dans un fixateur chaud. La conservation dans l'alcool ne protège pas d'habitude les couleurs naturelles; il faut donc les noter et, si possible, garder une photographie en couleur des insectes avant de les mettre dans l'alcool. Les exuvies larvaires gonflées d'air ou de cire ont une apparence très naturelle, mais leur structure est difficile à étudier. Garder les exuvies larvaires et les capsules céphaliques des larves d'élevage, et les conserver dans l'alcool. Garder aussi les chrysalides vides après l'éclosion des adultes. Les chrysalides et les exuvies larvaires devraient, il va sans dire, être clairement associées aux adultes auxquels elles appartiennent, soit en étant placées sur la même épingle, soit en étant étiquetées de façon appropriée.

Pour préparer l'appareil génital à des fins d'études, on suit la méthode décrite ci-dessous. Couper l'abdomen du spécimen et le traiter dans une solution caustique, comme décrit précédemment. Dans le cas du mâle, exciser l'appareil génital du reste de l'abdomen dans de l'alcool à 30%. Avec grand soin, séparer le pénis du reste de l'appareil génital. Faire

une petite incision dans l'édéage, à la partie antérieure. Injecter de l'alcool dans cette structure au moyen d'une seringue hypodermique de manière à gonfler la vesica. Transférer l'édéage, et la vesica qui lui est reliée, dans l'alcool à 95%, et garder la vesica gonflée pendant une minute ou deux en exerçant une pression au moyen de la seringue jusqu'à ce qu'elle durcisse dans cette position. Transférer le reste de l'appareil génital dans de l'alcool à 95%. Débarrasser le spécimen des écailles et des soies superflues en le brossant avec soin. Ouvrir les valves et les maintenir dans cette position à l'aide d'un éclat de verre jusqu'à leur durcissement. Après quelque 20 min, transférer l'appareil génital dans de l'essence de girofle pour l'éclaircir. Au besoin, procéder alors à la coloration de l'appareil génital en ajoutant une partie de safranine saturée dans l'alcool pour cent parties d'essence de girofle. Laisser les structures dans cette solution pendant une demi-heure environ, puis les transférer dans du xylol, pour ensuite les monter sur lame dans un milieu de montage constitué de résine synthétique. Déposer la lamelle sur des éclats de verre, de manière à ne pas endommager l'appareil génital pendant que le milieu de montage sèche et se contracte. Pour la préparation de l'appareil génital femelle, la marche à suivre est à peu de chose près la même. Exciser les segments postérieurs, à partir du huitième, et les structures génitales internes du reste de l'abdomen. Gonfler la bourse copulatrice au moyen d'une seringue hypodermique, en insérant l'aiguille dans l'ostiole vers le canal éjaculateur. Monter l'appareil génital, tant mâle que femelle, sur des lames, face ventrale vers le haut. Veiller dans la mesure du possible à ce que la position des structures montées soit uniforme, pour faciliter la comparaison des préparations.

Coléoptères

Au Canada, la plupart des espèces de Coléoptères passent l'hiver au stade adulte et ne produisent qu'une seule génération par année. En conséquence, seuls les adultes d'un nombre relativement peu élevé d'espèces peuvent être récoltés fin juillet début août, juin étant le meilleur mois. On trouve des Coléoptères dans à peu près tous les habitats, et la plupart des espèces vivent cachées. Aussi les collectionneurs ne doivent-ils pas hésiter à y aller de toute leur ingéniosité dans la mise au point de nouvelles méthodes de chasse.

Le fauchage est une méthode de chasse très efficace. C'est souvent la végétation des forêts éclaircies ou à la lisière des bois, et aux environs des marais, qui recèle la faune la plus abondante. Cette méthode, appliquée pendant les deux dernières heures de clarté, par une soirée chaude, claire et sans vent, donne des résultats extrêmement intéressants; bon nombre d'espèces, celles qui vivent à la surface du sol ou dans la terre surtout, sont difficiles à capturer par toute autre méthode. Le battage constitue aussi une bonne méthode de chasse pour beaucoup d'espèces.

La chasse à vue et la récolte à la main sont, et de beaucoup, les méthodes les plus sûres pour déceler les liens trophiques entre les espèces. Les connaissances accumulées jusqu'à présent à ce sujet sont remarquablement limitées, et les données disponibles truffées d'erreurs. Nombre d'espèces, sinon la plupart, ont une alimentation limitée. Cette remarque s'applique non seulement aux mangeurs de feuilles et aux insectes mineurs, mais aussi aux espèces qui se nourrissent de champignons ou de sève, et aux prédateurs.

Beaucoup d'espèces aquatiques peuvent être capturées par dragage des mares, des bords de lacs et des cours d'eau lents. Les berges surhaussées et les étendues d'eau d'où émerge une bonne végétation recèlent souvent une faune très abondante. Lorsque la nature du substrat le permet, on le remue rapidement jusqu'à ce que le filet soit rempli de débris végétaux. Explorer les débris à même le filet ou, mieux encore, en vider le contenu sur le sable, le sol ou sur une nappe blanche en plastique. Certains collectionneurs préfèrent utiliser des filets spéciaux, ou des dragues comme celles décrites à la p. 66, mais ces dernières sont rarement plus efficaces que les simples troubleaux pour la récolte des Coléoptères. Dans les cours d'eau rapides, on cueille et on examine les pierres et les débris immergés, ou on roule et frotte avec vigueur les pierres d'une main et, de l'autre, on tient le filet en aval de manière que le courant emporte les Coléoptères dans la poche.

On trouve beaucoup de Coléoptères en fouillant sous les pierres, les bouts de bois mort, les écorces qui se détachent des arbres et autres abris naturels, ou encore en tamisant le terreau, la mousse et autres débris végétaux. Les petites pointes de terre qui font saillie dans les marais constituent un terrain de chasse très intéressant au printemps, alors qu'elles recèlent quantité de Coléoptères en hibernation. Les alluvions du bord des cours d'eau, des lacs et de la mer abritent quelquefois une faune très abondante, tout comme les débris transportés par les rigoles d'irrigation lorsqu'elles sont utilisées pour la première fois au début du printemps. Pour récolter les Coléoptères qui s'y trouvent, on tamise (décrit à la p. 58) les débris, on verse ces résidus concentrés sur une nappe blanche en plastique et on procède à un triage à la main, ou encore on se sert de l'appareil de Berlese. La végétation en décomposition, la charogne, le fumier, ainsi que le sol sous-jacent sont souvent riches en Coléoptères. Capturer ces derniers au moyen de pièges-fosses. Nombre d'espèces sont attirées par la sève, et beaucoup de Coléoptères attirés viennent à la lumière, surtout ultraviolette. Les procédés décrits ci-dessus ne sont que quelques-unes des méthodes de récolte les plus efficaces. Il en existe beaucoup d'autres. Ainsi, on peut défaire à la pelle fourmilières et terriers, jeter de l'eau sur les rives des ruisseaux et des étangs, ou verser des pelletées de terre des rives dans l'eau, écraser la végétation qui émerge des marais, chasser les espèces nocturnes à la lampe de poche, voire mettre au point des méthodes tout à fait originales.

Il importe, comme nous l'avons déjà souligné, d'utiliser des flacons de chasse propres. Pour les Coléoptères, l'acétate d'éthyle est le poison le plus efficace. Néanmoins, certains préfèrent utiliser le cyanure. Pour obtenir des spécimens de meilleure qualité, on a tout intérêt, dans la plupart des cas, à tuer et à ranger les Coléoptères dans des fioles qui contiennent de la sciure de bois et de l'acétate d'éthyle (p. 83). Beaucoup de collectionneurs préfèrent conserver leurs Coléoptères à sec, entre des couches de «Cellucotton» dans des boîtes à pilules ou des boîtes à cigares en bois. Les larves peuvent être tuées dans de l'eau chaude et conservées dans l'alcool. La plupart des Coléoptères, à l'exception de ceux conservés dans l'alcool ou récoltés à l'acétate d'éthyle, requièrent un nettoyage à l'ammoniac avant d'être montés.

Les Coléoptères peuvent être épinglés ou montés sur des triangles ou des paillettes. Beaucoup de collectionneurs épinglent des petits spécimens qui devraient plutôt être montés sur triangles. La règle générale est de monter sur triangles, sans exceptions, tous les spécimens de moins de 6 mm et, à moins qu'ils ne soient très robustes, tous ceux de moins de 9 mm. Le collectionneur qui suit cette règle n'a donc besoin, pour le montage que de trois tailles d'épingle: le n° 1 pour les petits sujets, le n° 2 pour les sujets de taille moyenne, et le n° 3 pour les gros spécimens et les triangles.

On insère l'épingle à proximité de la base et du bord intérieur de l'élytre droit (comme indiqué aux fig. 72 et 73). Beaucoup de collectionneurs ont tendance à placer l'épingle trop loin de la tête de l'insecte ou trop sur la droite. On épingle le spécimen à angle droit à l'axe longitudinal du corps, puis on soulève légèrement la partie antérieure de l'insecte. Étant donné que les pattes et les antennes saillantes risquent de se briser, il faut ramener ces structures près du corps. Dans le cas des spécimens frais, on peut procéder à la mise en place des appendices environ 12 h après la mort lorsque les muscles auront perdu leur tonus. Les spécimens ramollis quant à eux sont arrangés au moment de les épingler.

On monte les petits spécimens sur des triangles dont la pointe est collée du côté droit du thorax, comme décrit précédemment. Pour monter la plupart des Coléoptères, à l'exception des coccinelles et des Cassides, on doit replier la pointe des triangles vers le bas (fig. 121).

Certains Coléoptères, surtout ceux au corps allongé et flexible (comme les Staphylins), devraient être montés sur des paillettes (fig. 122). Trois grandeurs de paillettes sont recommandées, les nos. 3, 6 et 7. Les paillettes devraient être faites en papier de bonne qualité (carton Bristol); elles sont en vente chez les détaillants européens de fournitures entomologiques. Le montage d'un spécimen sur paillettes s'effectue de la façon suivante: coucher le Coléoptère sur le dos sur une planche à piquer blanche et le maintenir dans cette position au moyen d'un dispositif (fig. 123) constitué d'un bouchon de liège collé à un morceau de celluloïd fort, de 3 × 16 mm;

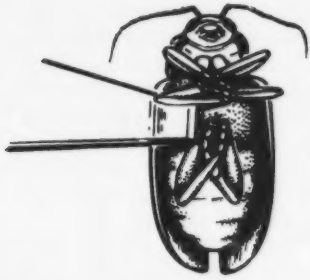

Fig. 121. Spécimen monté sur un triangle (Coléoptère), selon la position et l'inclinaison correctes du triangle.

Fig. 122. Spécimen monté au bon endroit sur une paillette (Coléoptère: Staphylinides) et position de l'épingle.

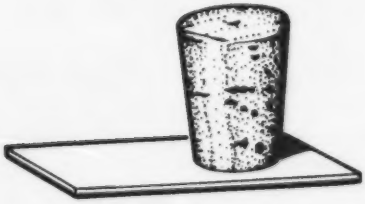

Fig. 123. Dispositif permettant de maintenir en place un spécimen lors du montage sur une paillette.

redresser les antennes et les pattes au moyen d'un pinceau fin humecté; retourner ensuite le Coléoptère sur le ventre, aligner deux ou trois petits points de colle sur une paillette de grandeur appropriée et, avec le pinceau humecté placer l'insecte sur les points de colle; disposer les antennes et les pattes dans la position voulue. Toujours utiliser le plus petit format de paillettes. Les appendices devraient être arrangés comme indiqué à la figure 122. Il est beaucoup plus facile de monter de cette manière les spécimens au corps allongé et flexible que de les monter sur triangles et, de plus, le corps ne plie pas. Il sera ainsi plus facile d'examiner les insectes qui, par la suite, risquent moins d'être endommmagés. Pour examiner la face ventrale, il suffit de ramollir les spécimens et de les décoller en les trempant pendant une courte période dans de l'eau distillée relativement chaude ou dans une solution d'ammoniac. Toujours utiliser une colle soluble dans l'eau, à défaut de quoi il faudra, pour parvenir à décoller les spécimens, les tremper dans un solvant, ce qui provoque en général un durcissement des structures. Les spécimens soumis à pareil traitement deviennent difficiles à disséquer et à manipuler.

Pour redonner une belle apparence aux spécimens épinglés recouverts de gras, on les trempe toute une nuit dans du benzène ou du tétrachlorure de carbone, sans les ramollir. Ces liquides n'endommagent ni les épingles ni les étiquettes. Les spécimens montés sur triangles et recouverts de gras doivent d'abord être ramollis et nettoyés dans de l'ammoniac; si la colle utilisée est soluble dans l'eau, il faut les remonter. L'ammoniac est surtout utile lorsqu'il faut ramollir rapidement des spécimens qui doivent être remontés.

Strepsiptères

La plupart des collectionneurs n'ont jamais la chance de trouver des Stylops. La meilleure méthode pour les obtenir consiste à récolter des Hémiptères, des Hyménoptères ou des Orthoptères parasités et à les disséquer de manière à recueillir les Stylops femelles, ou encore à garder les hôtes en vie jusqu'à ce qu'en émergent les mâles. Les Stylops se conservent dans l'alcool.

Hyménoptères

Les Hyménoptères constituent un des ordres importants de la classe des insectes. Cet ordre comprend, entre autres, les abeilles, les guêpes, les fourmis, les ichneumons, les chalcis, les cynipes et les groupes voisins. Ces insectes, tout comme les Hémiptères, sont diversifiés au point de vue de la forme, de la structure et de la taille. Par conséquent, il faut utiliser plusieurs méthodes de récolte et de conservation selon les différents groupes.

L'élevage est la meilleure méthode pour obtenir les formes parasites (Ichneumonoïdes et Microhyménoptères). Les parasites sont d'habitude des sous-produits de l'élevage d'autres insectes, et il faut les conserver avec soin lorsqu'on en trouve. Les restes de l'hôte et le cocon du parasite doivent être conservés sur la même épingle que le parasite. Il est important de ne pas séparer les masses de cocons des espèces grégaires, car ces masses présentent souvent des caractéristiques taxonomiques. Lorsque les parasites adultes émergent, il faut les conserver vivants au moins une journée pour qu'ils puissent durcir et se colorer.

Mouches à scie ou Tenthrèdes Les mouches à scie ou Tenthrèdes, insectes au vol peu soutenu, sont les plus actives les jours ensoleillés, chauds et humides. Leur principale période d'émergence s'étend du début de mai à la fin de juin. Elles volent près des marais, dans les régions couvertes d'arbrisseaux, dans les jeunes peuplements forestiers et dans des endroits protégés.

On peut trouver leurs œufs et leurs larves sur les plantes nourricières. Les larves apparaissent environ deux semaines après les adultes. Les larves de la plupart des espèces sont oligophages bien qu'il y en ait quelques-unes qui soient plus ou moins polyphages. On peut trouver les cocons sur les feuilles, dans les galles ou sur le sol, près des plantes dont les insectes se nourrissent.

Il est conseillé d'élever les mouches à scie, car on peut identifier les larves de certaines espèces plus facilement que les adultes, et de plus, la conservation des larves et des adultes facilite l'identification des autres espèces voisines.

On conserve ensemble l'adulte et le cocon dont il a émergé, car ce dernier contient la dernière exuvie larvaire qui présente des particularités taxonomiques intéressantes. Les larves de mouches à scie sont aussi faciles à élever que les chenilles. Cependant, il faut maintenir un degré d'humidité élevé dans la boîte d'élevage pour assurer leur développement. La plupart des espèces passent l'hiver au stade de nymphe dans un cocon.

Les mouches à scie adultes peuvent être capturées en vol avec un filet ordinaire ou sur les feuilles et les fleurs avec un filet fauchoir. Le fauchage des plantes basses, le matin, permet d'ordinaire la capture d'adultes ténéraux. Les petits spécimens sont retirés du filet avec un aspirateur. On peut aussi se servir d'un piège Malaise pour capturer des mouches à scie dans les bons endroits. On tue les adultes au cyanure et on épingle tous les spécimens de plus de 4 mm de longueur directement au travers du thorax, à droite de la ligne médiane (fig. 78). On monte les petits spécimens sur des triangles, en prenant soin de ne pas coller leurs ailes. Une fois que l'insecte a été épinglé et qu'il est encore souple, on souffle sur ses ailes pour qu'elles s'ouvrent et découvrent l'abdomen. On écarte les pattes et les antennes du corps et, s'il s'agit d'une femelle, on fait saillir la tarière à l'aide d'une petite aiguille, tout en replaçant les valvifères dans leur position naturelle ou, s'il s'agit d'un mâle, on fait saillir les pièces génitales

en pressant un peu sur l'extrémité de l'abdomen avec une pince fine. Dans le cas des insectes montés sur triangles, on prépare les pièces génitales avant de les coller.

On peut conserver les larves dans l'alcool. En les trempant au préalable dans une solution de formaldéhyde à 1% durant 1 à 5 min, on préserve mieux leurs couleurs. On peut souffler les exuvies larvaires et, pour ce faire, on utilise des larves du dernier stade libre plutôt que celles du stade larvaire final (semi-pupe) qui évolue à l'intérieur d'un cocon et ne comporte pas de caractéristiques taxonomiques intéressantes de couleur et de forme. Il s'agit de faire une incision à l'anus de la larve, par lequel les matières sont vidées. Souffler la peau larvaire aussi peu que possible afin de préserver les caractéristiques de la région suranale. Il est conseillé de souffler certaines larves par la tête.

On doit conserver à sec les cocons, les parties de plantes portant les cicatrices laissées par les œufs, les galles, les feuilles, les brindilles ou le bois endommagés. Il est important d'associer, au moyen d'étiquettes appropriées, les adultes avec les premiers stades à partir desquels ils ont été élevés et dont quelques spécimens représentatifs ont été conservés.

Ichneumonoïdes On peut récolter des ichneumons et des Braconides presque partout, mais on les trouve en grand nombre surtout au début de l'été, dans les endroits humides. On peut les capturer un à la fois alors qu'ils volent au-dessus des feuillages ou des herbes ou qu'ils visitent des fleurs. On en trouve d'autres qui courent ou qui volent près du sol ou autour des troncs d'arbres. Dans les régions chaudes et sèches, on peut capturer à la lumière de grandes quantités d'ichneumons. Plusieurs autres espèces peuvent être capturées dans leurs lieux d'hibernation alors qu'elles sont inactives.

Le fauchage d'un hôte particulier ou le fauchage fait au hasard donne de bons résultats, car il permet de capturer un grand nombre de petites espèces impossibles à capturer autrement. Ne pas faucher trop de fois avant d'examiner le contenu, car les insectes s'abîment et se salissent. Le mieux est de suivre la méthode de fauchage décrite dans le chapitre suivant intitulé «Microhyménoptères». Cependant, beaucoup d'Ichneumons sont trop gros pour être récoltés avec un aspirateur; il faut donc utiliser un appareil séparateur.

On ne doit pas laisser les spécimens trop longtemps dans un flacon à cyanure, car leurs couleurs peuvent s'altérer. On les épingle ou on les monte sur des triangles, selon leur taille. Ne pas épingler ceux qui mesurent moins de 1 cm de longueur à moins que le mésonotum de ces derniers ne soit exceptionnellement large (au moins quatre fois plus large que le diamètre de l'épingle). Il faut se rappeler qu'il est important de conserver intacts la partie centrale et, au moins, un côté du mésonotum pour des études taxonomiques. Même les spécimens jusqu'à 2 cm de longueur doivent être montés sur triangles, si leur thorax est trop étroit pour y

piquer une épingle. On fixe le triangle à insecte en le collant sur le côté droit du mésothorax (fig. 124) et non sur la face ventrale ou le propodéum.

Lors du montage d'un spécimen, on replie les pattes sous le corps, mais juste ce qu'il faut pour ne pas cacher l'un ou les autres. Les ailes sont placées verticalement sur le dos ou déployées de chaque côté, mais non rabattues sur le propodéum et les tergites abdominaux, car ces parties doivent rester visibles. Ne pas laisser les antennes dressées à la verticale près de l'épingle: leur extrémité pourrait se briser au cours des manipulations et la même règle s'applique aux longues ailes. L'abdomen est gardé droit si possible, sans le plier de façon excessive vers le haut ou le bas.

Étant donné que les petites épingles sont difficiles à manier et plient facilement, on utilise seulement des épingles n^{os} 1, 2 et 3. On pique les spécimens au travers du mésonotum, à droite de la ligne médiane. On insère l'épingle en la penchant un peu vers l'arrière afin qu'elle perce le mésosternum (fig. 75 et 76). Ne jamais se servir d'un bloc à épingler, car l'épingle sort toujours derrière les pattes antérieures, séparant le prothorax et la tête du reste du corps.

On ne doit pas jeter les spécimens qui proviennent d'une longue série de parasites grégaires ou polyembryoniques. Si la série est petite (seulement 10 ou 20 sujets), on monte tous les sujets. Cependant, si on veut épargner du temps ou de l'espace, on ne monte qu'une partie d'une plus longue série (environ 10 sujets des deux sexes, si c'est possible) et on met les autres dans une capsule de gélatine montée sur une épingle avec étiquette. Toute la série est conservée ensemble. Si nécessaire, on peut protéger les spécimens de la capsule avec un tout petit morceau d'ouate.

Fig. 124. Position de la pointe d'un triangle sur le thorax d'un Hyménoptère (Ichneumoïde).

On conserve les Ichneumons qui ne peuvent être montés frais en les rangeant en couches ou en les mettant dans l'alcool. Quand les spécimens ont séché dans la bonne position et sont propres, on les déshydrate par un bain rapide à l'alcool éthylique à 95%, et on les place sur du papier buvard pour absorber l'excédent de liquide. Puis, on monte les spécimens de la façon habituelle. Par contre, si les spécimens ont séché dans une position peu propice au montage, on réarrange leurs appendices dans l'eau avant de les déshydrater. Ensuite les spécimens sont sortis de l'eau et déposés sur du papier buvard; ils devraient être étendus sur le côté, avec les ailes placées verticalement, ou couchés sur le dos, avec les ailes déployées horizontalement. Après quelques minutes de séchage, le papier buvard et les spécimens sont mis ensemble dans de l'alcool à 95%. Durant cette opération, il peut être nécessaire de tenir les ailes à l'aide d'une pince, pendant quelques secondes, jusqu'à ce que l'alcool les pénètre et les durcisse en bonne position. Procéder ensuite de la façon décrite précédemment.

Microhyménoptères Ce groupe comprend la plupart des Chalcidoïdes, des Proctotrupoïdes, des Béthyloïdes et des Cynipoïdes parasites. On peut capturer ces insectes de diverses manières: par l'élevage, ou en les capturant avec un appareil de Berlese, un piège Malaise, un appareil à succion ou un piège-fosse, mais surtout avec un filet fauchoir. D'ailleurs, au cours du fauchage, il s'accumule assez de débris pour empêcher les spécimens de s'abîmer. Le fauchage au hasard ou dans des peuplements purs peut donner de bons résultats.

Pour séparer les parasites mélangés aux débris fins accumulés au fond, on conserve d'abord le tout dans des pots contenant de l'acétate d'éthyle ou du cyanure. Par la suite, on examine ces débris à la loupe à main ou au binoculaire. Toutefois, cette méthode n'est pas rapide. Une deuxième méthode consiste à récolter les parasites avec un aspirateur à mesure qu'ils rampent hors du filet, tandis que l'on examine les débris de façon systématique. Ce n'est pas une méthode très efficace, car plusieurs insectes réussissent à s'échapper. Cependant, elle permet d'évaluer rapidement la quantité de matériel récolté et de déterminer, à l'aide d'une loupe à main, les groupes taxonomiques capturés. De plus, si l'on fauche de façon sélective, il n'y a pas lieu de s'encombrer d'un gros pot de résidus pour chaque fauchage. Une troisième méthode consiste à ouvrir près d'une fenêtre le filet rempli de résidus et à capturer les espèces ailées à mesure qu'elles se posent sur la vitre (une vitre d'auto peut faire l'affaire); les rares espèces aptères se récoltent à l'aide d'un aspirateur lors de l'examen ultérieur des débris. Peu importe la méthode employée pour séparer les insectes des débris, il faut examiner ensuite avec soin les mailles du filet utilisé pour récolter les insectes minuscules qui s'y seraient pris.

Étant donné que les larves d'insectes et d'autres arthropodes sont souvent parasitées, on peut obtenir de beaux spécimens de parasites par l'élevage des hôtes. Malheureusement, il est souvent difficile d'identifier

l'hôte à ce stade de développement; de plus, une fois capturé, l'hôte ne parvient pas toujours au stade adulte. Cependant, il faut inscrire sur l'étiquette toutes les données biologiques dont on dispose. Lorsqu'on consigne des renseignements sur l'hôte, il faut inscrire le stade ou les stades de développement sujets au parasitisme. Par exemple, si l'on capture une chenille et que des parasites émergent de sa chrysalide, il faut inscrire qu'ils sont des parasites des larves-chrysalides. Conserver les restes de l'hôte avec le parasite, car ils pourront servir plus tard à identifier l'hôte et à établir s'il s'agissait ou non de parasitisme secondaire.

On doit monter les Microhyménoptères à l'aide d'une loupe binoculaire sinon un grand nombre risque d'avoir à être remonté avant d'être examiné. Deux aiguilles à dissection, très fines, ainsi que deux petits pinceaux de bonne qualité auxquels on n'aura laissé qu'une vingtaine de poils (les poils de pinceaux de qualité inférieure s'enroulent sur eux-mêmes facilement) sont utiles pour la manipulation des appendices.

Lorsque c'est possible, on monte les spécimens sur triangles, tout de suite après leur mort. À ce moment-là, le montage est plus aisé et plus rapide, car les appendices sont faciles à manipuler et les ailes n'ont pas besoin d'être ramollies. Si les spécimens ont été rangés en couches, il faut les ramollir le plus vite possible afin de prévenir le bris des appendices. S'ils ont été conservés dans un liquide, cela prendra plus de temps à déployer leurs ailes, et il se peut aussi que leurs couleurs ou leur lustre soient altérés. Cependant, la conservation dans des liquides, tels que l'alcool, est la façon la plus facile de manipuler de nombreux insectes sur le terrain. De plus, les insectes conservés dans un liquide sont bien protégés durant les manipulations préliminaires ou lors d'envoi de spécimens sauf dans le cas du bris des fioles et de l'évaporation complète du liquide. Dans ce dernier cas, un peu de glycérine ajoutée à l'alcool diminue beaucoup les inconvénients dûs à l'évaporation.

Parfois, on récolte une série d'individus d'une même espèce apparemment tous du même sexe et on veut éviter de monter et d'étiqueter tout ce matériel, bien qu'on ne soit vraiment pas certain d'avoir en main des spécimens d'une seule espèce ou d'un seul sexe. Dans ce cas, on ne monte sur triangles que quelques insectes et on met les autres dans une capsule de gélatine, bien protégés par des papiers-mouchoirs. Dans le cas des espèces polyembryoniques, il n'est pas nécessaire de monter, bien entendu, un grand nombre d'individus; toutefois, il faut s'assurer, pour des fins d'identification, que l'exuvie larvaire de l'hôte ainsi que les nombreuses cellules nymphales des parasites accompagnent les spécimens et que l'étiquette précise qu'il s'agit d'insectes polyembryoniques. Si l'on met les spécimens dans des capsules de gélatine au lieu de les monter, on n'en utilise que quelques-unes afin de constituer un appoint aux individus montés sur triangles, car tout montage ou tri subséquent du matériel devra être assumé par les taxonomistes plutôt que par le collectionneur, qui pourtant est tenu de soumettre, pour des études taxonomiques, du matériel en bonne condition et bien préparé.

Les Chalcidoïdes et les Proctotrupoïdes sont rarement assez gros pour être épinglés. La plupart doivent être montés sur des triangles. Les préparations microscopiques ne donnent pas souvent de bons résultats. Seuls quelques Chalcicoïdes et Proctotrupoïdes sont de taille qui nécessite le pliage de la pointe des triangles, méthode qui requiert l'application de trop de colle. Pour le montage des petits individus, à l'exception des très petits, l'extrémité de la pointe du triangle doit être aiguë et fine plutôt qu'émoussée et grossière; il vaut mieux utiliser le minimum de colle car, s'il y en a trop, la colle se répand sur une trop grande surface du corps de l'insecte.

De nombreux entomologistes préfèrent aux autres les colles solubles dans l'eau pour le montage des Microhyménoptères sur triangles, car l'eau dissout ces colles et ramollit les insectes, tout en les empêchant de devenir cassants. La laque et les colles plastiques peuvent être utilisées avec profit par les entomologistes habitués à manipuler des petits insectes semblables, car elles leur permettent de replacer rapidement les appendices et leur évitent des remontages éventuels.

Chez un insecte bien monté, les antennes, les ailes et les pattes sont déployées, non seulement pour montrer ces parties mais aussi pour exposer des parties du corps qui seraient autrement cachées.

Les antennes sont ramenées vers l'avant et écartées l'une de l'autre afin qu'on puisse voir le détail de chaque segment, y compris le scape. Cela est essentiel pour la plupart des espèces, car le nombre, la taille et la forme des divers segments sont utilisés pour leur identification. On désire parfois monter temporairement une antenne, surtout dans le cas des individus qui se racornissent beaucoup; si les antennes sont déployées, on peut facilement en détacher une sans courir le risque de la briser. Après examen, on colle l'antenne sur le dessus du triangle en utilisant une faible solution de colle soluble dans l'eau, à séchage rapide, afin de pouvoir la disposer convenablement sans distorsion. Bien entendu, dans de tels cas, il faut laisser l'autre antenne attachée à la tête pour vérification.

Chez les spécimens ramollis, les ailes ont d'ordinaire tendance à être déjà déployées vers le haut, ou peuvent facilement l'être. Ceux-ci sont montés sur triangles et, au besoin, on sépare tout de suite les ailes les unes des autres à l'aide d'une aiguille à dissection. En les pressant, on fait adhérer les ailes au triangle en les collant à la base afin qu'elles soient étendues le long du triangle; de cette façon, on peut avoir une vue dégagée d'un organe très important du point du vue taxonomique, le propodéum, qui est situé juste en avant de l'abdomen (fig. 125). Si l'individu meurt avec ses ailes déployées (comme s'il avait été étalé), on peut le monter sur le triangle dans cette position. Par contre, si les ailes pointent vers le bas, on met le spécimen sur le dos et on le dépose ainsi sur une lame; puis, avec de l'eau, on mouille la lame sous les ailes et on presse de façon uniforme sur celles-ci. Puis, on tourne le corps sur le côté gauche et on colle le triangle sur le côté droit du thorax.

Fig. 125. Position de la pointe d'un triangle sur le thorax d'un Hyménoptère (Chalcidides).

Voici la méthode pour étaler un spécimen: le placer d'abord sur son côté gauche, sur une lame qui contient assez de liquide pour le submerger. Maintenir le corps en place avec un pinceau ou une aiguille, et utiliser un autre pinceau ou une autre aiguille pour déplier les antennes et les pattes. Puis, amener les quatre ailes en position verticale, parfois les unes sur les autres mais, de préférence, les deux ailes les plus grandes étant écartées l'une de l'autre et leurs bords antérieurs rapprochés de la tête. Éponger le liquide en pressant légèrement un papier-buvard sur les ailes, et enlever les petits morceaux qui pourraient rester sur l'individu. Il se peut que les antennes et les pattes se soient déplacées en raison de l'écoulement du liquide ou à cause d'une contraction musculaire, et qu'il faille les remettre dans la position appropriée. Si c'est le cas, les maintenir en place en les faisant adhérer à nouveau à une partie de la lame réhumidifiée. Puis, coller le triangle sur le côté droit du thorax et détacher l'insecte de la lame en commençant par le corps pour finir par les ailes. D'habitude, on a assez de temps pour coller et piquer le triangle pendant que l'insecte sèche mais, si on prend trop de temps, il sera peut-être nécessaire de décoller les appendices de la lame, à l'exception des extrémités des ailes. Examiner l'insecte pour voir si tous ses appendices sont en place et fixer la paire d'ailes droites le long de la face supérieure du support.

Apoïdes, Sphécoïdes, Vespoïdes, Scolioïdes La plupart des remarques faites sur les Ichneumonoïdes s'appliquent aussi aux abeilles (Apoïdes) et aux guêpes (Vespoïdes, Scolioïdes, etc.). Le fauchage n'est pas efficace pour ces insectes qu'on trouve aux endroits chauds, dénudés et secs, ou sur les fleurs et d'autres sources de nectar comme le miellat. On peut en capturer beaucoup avec le piège Malaise. D'habitude, on ne peut capturer ces insectes alertes et vigoureux qu'un à la fois et il faut, de plus, faire très attention de ne pas se faire piquer.

Il faut cueillir un grand nombre d'individus, surtout ceux des petites espèces; ils se ressemblent tous et vivent parfois dans le même habitat. Les nids des espèces sociales abritent parfois des espèces parasites très apparentées. Par exemple, chez les espèces du genre *Polistes*, de nombreux problèmes d'ordre taxonomique seront réglés lorsque des colonies complètes de nombreuses localités seront mises à la disposition des spécialistes, pour être étudiées. Les spécimens sont épinglés au travers du thorax, à droite de la ligne médiane (fig. 77).

Fourmis On cueille les fourmis en les capturant au nid qu'on repère facilement en suivant les ouvrières qui y retournent. Pour obtenir un nombre suffisant (dix ou plus) d'individus de chaque caste, il faut examiner le nid à intervalles réguliers durant la saison de récolte. On recommande de conserver aussi tout autre insecte trouvé dans le nid. On récolte les fourmis à l'aide d'un aspirateur et on les dépose vivantes dans des bocaux munis d'un couvercle à pas de vis. L'appareil de Berlese s'avère utile pour séparer les fourmis des débris mis en bocaux. On conserve les fourmis dans l'alcool, mais aussi on en épingle quelques-unes ou, si elles mesurent moins de 6 mm de longueur, on les monte sur des triangles.

Diptères

Des insectes nuisibles, tels que les maringouins et les mouches noires, ont fait au groupe des Diptères une réputation peu enviable auprès du public. Par conséquent, peu de personnes considèrent la collection des Diptères comme un passe-temps. Cela est regrettable, car la plupart des mouches et des moustiques d'Amérique du Nord (environ 16,000 espèces connues) sont inoffensifs, un grand nombre d'entre eux sont de beaux insectes et plusieurs jouent un rôle bénéfique dans notre environnement.

Au Canada, on trouve des mouches et des moustiques partout. Ils constituent le groupe d'insectes dominant dans l'Arctique, et plus on descend vers le sud, plus ils augmentent en nombre. Dans la partie sud du Canada, quelques Diptères adultes commencent à voler dès le mois de mars, mais les meilleures époques pour les récolter vont de mai à la mi-juillet et du début de septembre à la mi-octobre ou plus tard, selon le début de la saison froide. Les récoltes effectuées à la fin de juillet et en août ne donnent pas d'habitude de bons résultats, sauf pour certains groupes qui aiment le soleil comme les Bombyliides et les Thérévides.

L'habitat des Diptères ne fera pas l'objet d'un examen détaillé dans le présent ouvrage. Pour des raisons de commodité, nous avons choisi de traiter séparément des techniques de récolte utilisées pour capturer les adultes et celles employées pour les larves et les pupes. Il est important de se rappeler que les larves de la plupart des Diptères ont besoin d'humidité pour se développer et que les adultes s'éloignent rarement de l'habitat de la larve. De nombreux Diptères vivent associés à des plantes particulières ou à des insectes phytophages; par conséquent, une bonne connaissance de la flore locale se révèle très utile pour leur récolte.

Récolte des adultes On utilise un filet ordinaire (*voir* le chapitre intitulé «Filets à insectes volants», p. 14) pour la capture des Diptères qui visitent les fleurs ou qui sont au repos sur le feuillage. On se sert aussi d'un filet pour capturer quelques individus des essaims de chironomes (Chironomides) et d'autres Nématocères. Pour attraper les espèces à vol plané soutenu (Syrphides, Tabanides mâles etc.), on donne les coups de filet de bas en haut. Pour capturer ceux qui volent près du sol ou s'y posent

(Miltogrammines, Thérévides et ainsi de suite), on tient le filet ouvert et on coiffe les insectes en abaissant le filet sur eux de façon à ce qu'ils y pénètrent en volant vers le haut. Une fois qu'ils sont à l'intérieur, on tourne le manche du filet et on fait passer la poche par-dessus le cercle pour éviter l'évasion des captures. D'instinct, les insectes volent vers le haut pour sortir; aussi, si l'on examine ses captures en regardant d'en haut, dans le filet ouvert, on donne à de nombreux Diptères l'occasion de s'échapper.

Un filet fauchoir (*voir* le chapitre intitulé «Fauchage», p. 34) de poids moyen est très utile pour capturer toutes sortes de Diptères, en grands nombres. Il faut le garder sec et libre de débris de plantes. On examine souvent le contenu du filet et on retire les captures après six ou sept mouvements de fauchage. L'ornementation du corps des Diptères (poils, soies et pruinosité) est extrêmement fragile, et il est essentiel de ne pas la perdre afin d'assurer l'identification exacte des individus. Certains groupes de Diptères (Bombyliides, Tipulides, Chironomes) ressortent rarement du fauchage en bonne condition. *Voir* le chapitre intitulé «Fauchage», p. 34, pour connaître les diverses méthodes de vidage du filet. S'il n'y a que quelques insectes dans le filet, on peut les faire passer directement dans un flacon de chasse après les avoir coincés dans un repli de la poche du filet. Pour récolter les petits Diptères qui vivent dans des endroits qu'on ne peut pas faucher, comme à la base des touffes d'herbes, dans les troncs d'arbres, dans les tas de feuilles mortes et sur les feuilles de nénuphar, on utilise l'aspirateur. On s'en sert aussi pour récolter un à un les moucherons et les Acalyptrates posés sur les feuilles, près d'une lumière ou pris au piège à l'intérieur des fenêtres. Les Diptères sont tués au cyanure ou au dichlorure d'éthylène (*voir* «Poisons et flacons de chasse», p. 80). On extrait du sol, des tas de feuilles mortes, des débris et des nids d'oiseaux et de mammifères, les espèces aptères et autres petits Diptères, en se servant de l'appareil de Berlese.

Les Nématocères sont fragiles mais en dépit de leur petitesse, ils ont des caractéristiques intéressantes qui sont mises en évidence par le montage à sec. Cinq ou six spécimens de chaque série sont tués, épinglés et lyophilisés (p. 114, 178) pour réduire les déformations dues au séchage. On met le reste de la série dans l'alcool alors que les insectes sont encore vivants; toutefois, si l'on veut monter les pièces génitales ou d'autres parties du corps, il faut le faire dans les quelques mois qui suivent, sinon il devient de plus en plus difficile de faire une bonne préparation microscopique.

Lieux de rassemblement Il faut s'efforcer de découvrir les lieux préférés de certains Diptères. En plus de rechercher les fleurs à nectar, les Diptères sont attirés par d'autres sécrétions de plantes et d'insectes, comme la sève qui s'écoule des blessures de l'écorce d'arbres à feuilles caduques, surtout les ormes et les érables, et la résine qui suinte des troncs de conifères récemment abattus. Les bourgeons des feuilles de peuplier (*Populus* spp.) sécrètent une substance agréable à certains Diptères, et le

miellat exsudé par les pucerons des peupliers, de l'aulne crispé (*Alnus crispa*) et de l'ostryer de Virginie (*Ostrya virginiana*), en particulier, attire les Tachinides et d'autres mouches calyptères.

Les mâles des Chironomides et de certains autres Nématocères forment des essaims, à l'époque de la reproduction, au-dessus des arbustes ou des gros cailloux, au bord des lacs, des cours d'eau et des routes, qui leur servent de points de repère. Chez d'autres familles, comme les Tabanides, les Syrphides et de nombreux Calyptrates, les mâles se rassemblent au sommet de collines et de tertres dénudés, même dans des régions fortement boisées, où la reproduction a souvent lieu.

Des prédateurs tels que les Asilides s'installent bien en évidence dans des clairières, sur le bout de brindilles dépouillées qui leur servent sans aucun doute de postes d'observation pour guetter leurs proies.

Il y a de nombreux autres exemples bien connus de rassemblement de Diptères, comme la concentration des mouches à viande autour des charognes.

Lumière artificielle Les lumières des porches de chalets d'été situés près des lacs et des ruisseaux attirent de nombreux Diptères aquatiques, comme les Chironomes (Chironomides). Il faut les récolter à l'aide d'un aspirateur à mesure qu'ils se posent près de la lumière. De petits Acalyptrates sont attirés aussi par les lumières; parfois, ils viennent en grand nombre durant une forte pluie. Les pièges lumineux ont déjà été décrits dans le chapitre intitulé «Lumières et pièges lumineux», p. 16. L'efficacité de tels pièges dépend, en grande partie, du choix du lieu de capture.

Lumière solaire Les Diptères ont tendance à pénétrer par la porte des maisons, attirés par la chaleur, pour ensuite essayer de s'enfuir par les fenêtres. Ce comportement permet de capturer des espèces intéressantes aux fenêtres des hangars, des granges, des serres, des cabanes à sucre et d'autres endroits semblables dans des clairières. Parfois, on peut récolter ainsi de longues séries d'espèces habituellement rares.

Pièges Des appâts, qui correspondent à la nourriture naturelle des larves ou des adultes, peuvent être utilisés efficacement pour capturer des Diptères vivants. On peut attacher des animaux ou des oiseaux vivants dans des hangars ou les mettre dans des cages spéciales, à des endroits appropriés, pour attirer les Tabanides et les Simuliides. Pour capturer des Calliphorines ou mouches à viande ou des espèces scatophages, il suffit de placer des appâts, comme de la viande crue, des matières fécales ou des fruits et légumes en fermentation, dans des pièges en toile métallique de différentes conceptions. Cependant, il arrive parfois que ces pièges n'attirent que des femelles.

Les humains attirent certaines mouches, mais pas uniquement des espèces suceuses de sang. De nombreux Tabanides préfèrent d'autres mammifères et un grand groupe de Simuliides se nourrit exclusivement du sang des oiseaux.

Produits chimiques Certaines odeurs produites chimiquement et simulant celles de la nourriture naturelle des insectes semblent être, de façon générale, des succédanés peu efficaces à utiliser dans des pièges. Cependant, on a fait en Californie de nombreux essais sur l'efficacité de produits chimiques pour la capture des Drosophiles. Une liste de ces produits ainsi que des espèces capturées dans chaque cas a été publiée. On a fait peu de travaux de ce genre au Canada.

L'extrait de malt frais, dilué dans l'eau et vaporisé sur les feuilles à l'aide d'un pulvérisateur, attire les Syrphides, les Tachinides et d'autres Diptères. Il faut vaporiser tôt le matin, répéter à chaque heure ou plus souvent, et renouveler la solution tous les jours. Cette solution n'est pas aussi efficace que le miellat des pucerons; par conséquent, il vaut mieux l'utiliser à la fin de l'été lorsque le miellat se fait rare. On peut aussi utiliser de la bière fraîche (au lieu de l'extrait de malt), diluée dans une quantité égale d'eau, pour attirer les mêmes groupes d'insectes.

Les produits utilisés pour attirer les papillons à la miellée ne sont pas en général efficaces pour la capture des Tachinides mais ils peuvent attirer des Muscides, des Sarcophagides et des Calliphorides.

Pièges non appâtés Les pièges (le piège Malaise et le piège-tente Herting) conçus pour attraper des insectes au vol ont déjà été décrits à la page 24. Placés à des endroits stratégiques, ces pièges se révèlent très efficaces pour la capture des Diptères. Cependant, étant donné qu'il est difficile de remettre en bon état les mouches trempées dans l'alcool, il convient de remplacer le récipient du piège Malaise par un bocal qui contient un poison solide. Un petit morceau (6,5 cm^2) de languette de dichlorvos, suspendu dans la tête du piège, et un autre morceau de même dimension, placé à l'intérieur du bocal semblent donner de bons résultats. Il faut fixer un treillis métallique à mailles larges, à l'entrée de la tête du piège, pour intercepter les gros papillons nocturnes et les gros Coléoptères.

Afin d'empêcher les insectes de se dessécher trop vite après leur mort, il faut:

- vider le piège plusieurs fois par jour, par temps chaud;
- envelopper le bocal récepteur dans du papier d'aluminium;
- placer des feuilles fraîchement coupées dans le bocal afin d'augmenter le degré d'humidité;
- enfouir le bocal dans le sol et le relier à la tête du piège au moyen d'un tube vertical.

Cette dernière méthode permet de conserver les Diptères en excellente condition pendant au moins trois jours, selon la température du sol. Cependant, si le bocal enfoui dans le sol est assez froid pour qu'il se forme de la condensation à l'intérieur, il faut empêcher les Diptères de toucher à ses parois en y insérant un autre contenant plus petit en treillis. Si l'on prévoit capturer surtout des Chironomides ou d'autres groupes qui

sont d'ordinaire conservés dans des liquides, on met un peu d'alcool dans le bocal. On utilise un aspirateur pour retirer du bocal les insectes qui doivent être épinglés.

Pièges-fosses Les pièges-fosses (*voir* aussi à la page 31) sont efficaces pour la capture des Diptères, surtout dans le nord du Canada. D'habitude, les insectes capturés de cette façon gonflent considérablement s'ils séjournent trop longtemps dans une solution de formol, mais on peut les remettre en bon état en les lavant dans l'eau distillée et en les laissant sécher pendant au moins 10 min sur du papier-mouchoir. Une fois épinglés, ils semblent presque avoir été fraîchement capturés. S'ils ne doivent pas être montés, on les lave et les conserve dans l'alcool.

Conservation et montage Les principes et les méthodes de base pour le montage et la conservation des insectes ont été expliqués à la page 87. La plupart des Diptères sont sclérifiés et peuvent donc être montés sur des épingles de grosseurs appropriées. En plus du matériel épinglé, le matériel conservé dans l'alcool est utile pour l'étude de beaucoup de groupes, voire essentiel chez les Nématocères dont la plus grande partie (par exemple, les Chironomides, les Ceratogonides et les Simuliides) doit être conservée de cette façon. Seules quelques espèces de ces familles doivent être épinglées (*voir* plus loin le chapitre intitulé «Lyophilisation», p. 178).

Épinglage Il faut épingler les Diptères dans les heures qui suivent leur capture, alors que leurs parties internes sont encore molles et leurs appendices souples. On enfonce l'épingle à droite de la ligne médiane du thorax, près de la base de l'aile; l'épingle devrait ressortir en avant de la hanche droite du mésothorax. Dans le cas des Tipulides, on ramène les pattes sous le corps et on les maintient en place durant le séchage, en plaçant un carton, piqué à l'épingle, à environ 9 mm sous l'insecte. Si les individus sont trop petits et endommagés par une épingle n° 0, on colle le côté droit du thorax à l'épingle (n° 0 ou n° 1), avec de la gomme laque (fig. 126). Que le spécimen soit piqué ou collé, on place l'épingle perpendiculairement à l'axe du corps et on laisse un tiers de l'épingle dépasser du thorax (fig. 127). On fait pointer les ailes vers l'arrière, en les orientant un peu vers l'extérieur et vers le haut. Si les ailes vont vers l'avant ou vers le bas, on les met dans la position désirée en pressant à la base de la nervure costale ou sur le thorax, juste au-dessus de la base de l'aile. Les pattes sont ramenées sous le corps, sans trop les serrer, afin de ne pas cacher la région pleurale, la face ventrale de l'abdomen ou l'appareil génital.

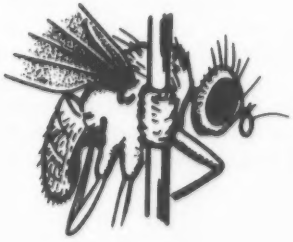

Fig. 126. Diptère collé à une épingle.

Fig. 127. Épinglage d'un spécimen (Diptère) montrant la position de l'épingle et de l'étiquette.

Lyophilisation Les petits Nématocères et Brachycères (Chironomides, Empidides) sont souvent trop délicats pour être montés sur des épingles de la façon habituelle parce qu'ils se ratatinent trop, ce qui modifie leur apparence et cache leurs caractéristiques essentielles. Cependant, si l'on monte ces insectes sitôt après leur capture, qu'on les mette dans un congélateur et qu'on les laisse se dessécher lentement; ils ne se ratatineront pas et conserveront leur aspect naturel. Bien que cette méthode soit surtout utile pour conserver des individus fragiles, y compris les insectes obtenus par l'élevage, elle convient aussi pour tous les Diptères, car même chez les espèces robustes, on constate un certain ratatinement de l'abdomen et d'autres parties. Le temps requis pour la lyophilisation varie entre 3 semaines, pour les petits Diptères, et 6 mois ou plus, pour les gros.

Montage sur deux épingles Les montages faits sur des triangles ou avec des minuties ne sont pas recommandés pour les petits Diptères, car il faut plus de temps pour les préparer, ils ne se manipulent pas bien lors de l'examen au microscope et ne révèlent pas une plus grande surface du corps de l'insecte. Malgré tout, si l'on utilise des triangles, on doit plier leur pointe vers le bas, à angle droit, et coller le côté droit du thorax à la partie repliée, afin que l'insecte soit dans la position debout. On enfonce toujours les minuties verticalement, à droite de la ligne médiane du thorax; elles sont piquées sur des morceaux de mousse de polyéthylène qui doivent être aussi petits que possible. La matière qui convient le mieux au montage sur deux épingles est une espèce de Polypore, champignon arboricole, couramment utilisée en Europe. On peut l'obtenir sous forme de languettes de grosseurs appropriées auprès des fournisseurs de matériel entomologique en Angleterre. Ce champignon a la consistance voulue

pour bien tenir en place les épingles et, comme il est d'un blanc immaculé, il rehausse l'apparence des montages. Si l'on n'a pas le temps de monter les insectes sitôt après leur capture, il faut les placer, sans trop les tasser, dans un petit contenant hermétique, avec une ou deux feuilles fraîchement coupées, et les ranger pour la nuit dans un endroit frais, de préférence un réfrigérateur. Pour une période de rangement plus longue, on les met au congélateur, dans un contenant hermétique, afin d'empêcher leur dessèchement graduel.

Épinglage des insectes conservés dans l'alcool On recommande de ranger temporairement au congélateur des Diptères capturés dans l'alcool (par exemple, au moyen d'un piège Malaise). Au moment voulu, on fait sécher et on épingle les captures de la façon suivante. Transférer les sujets dans un mélange composé de parties égales d'alcool éthylique à 70% et d'acétate d'éthyle. Monter les plus gros individus sur des épingles et les remettre dans le liquide. Les laisser séjourner dans le liquide encore pendant 24 h, puis les mettre dans de l'acétate d'éthyle pur auquel on aura ajouté deux gouttes d'éthylène-glycol. Laisser reposer de 2 à 4 h. Ensuite, il faut sortir les spécimens un à un, les mettre sur du papier buvard et placer les pattes et les ailes dans la position désirée pendant qu'ils sèchent. Cela est assez facile, puisque les insectes demeurent encore souples plusieurs heures après avoir séché à la surface du corps. Une fois secs, coller les petits individus aux épingles avec de la gomme laque. Les spécimens traités de cette façon sèchent sans déformations, perte de poils ou de pruinosité, avec les ailes propres et bien déployées.

Conservation des genitalia On conserve les pièces génitales disséquées dans des microfioles remplies de glycérine (p.134) et montées sur l'épingle en dessous du spécimen. Les fioles d'un diamètre intérieur de moins de 3 mm ne sont pas pratiques, car il est difficile d'en retirer les pièces disséquées sans enduire de glycérine les parois de la fiole.

Préparations microscopiques L'identification des petits Nématocères (Chironomides et Cécidomyiides) dépend souvent de la qualité de la dissection et de la préparation des spécimens pour examen au microscope. On utilise du matériel frais si possible. Avant de commencer, on ramollit pendant 24 h, dans une chambre humide, les insectes épinglés et séchés. Les spécimens conservés dans l'alcool ne se prêtent pas bien aux préparations microscopiques s'ils y ont séjourné plus d'une année environ. On procède de la façon suivante pour faire des préparations microscopiques.

- Tandis que l'insecte est dans l'alcool, disséquer les pièces requises à l'aide d'une loupe binoculaire.
- Transférer les pièces disséquées dans de l'acide acétique glacial pendant environ une minute.
- Laisser les ailes dans l'acide acétique, mais mettre les autres pièces dans une éprouvette remplie de KOH, en solution à 5%, et faire chauffer au bain-marie pendant quelques minutes jusqu'à ce que les

tissus internes se ramollissent et se dissolvent. Ne pas laisser trop macérer.

- Remettre ces pièces traitées dans l'acide acétique et expulser toutes les matières dissoutes, en pressant les pièces ou à l'aide d'une aiguille.
- Transférer toutes les pièces, y compris les ailes, dans l'isopropanol pendant environ une minute, puis dans un verre de montre rempli de propanol frais.
- Ajouter de l'huile de cèdre en la laissant couler lentement sur la paroi du verre de montre, afin qu'elle glisse sous le propanol où se trouvent les pièces disséquées. Laisser les pièces disséquées s'enfoncer graduellement dans l'huile de cèdre, au fond du récipient. Transférer les pièces dans de l'huile de cèdre fraîche.
- Mettre, une à la fois, chaque pièce disséquée dans une petite goutte de baume du Canada, sur une lame; utiliser juste assez de baume pour empêcher que la lamelle n'écrase la pièce. Poser la lamelle sur la lame et orienter la pièce en déplaçant légèrement la lamelle. Si cela est possible, monter toutes les pièces sur la même lame, en se servant de petites lamelles circulaires.

Récolte et élevage des larves et des pupes Les larves de Diptères vivent en abondance dans les cours d'eau, les étendues d'eau stagnante, les tissus des plantes vivantes, les divers types de sol, les plantes en décomposition, les cadavres d'animaux, les matières fécales et comme endoparasites d'autres insectes. On en trouve aussi, mais en moins grand nombre, dans l'eau saumâtre ou salée où elles se nourrissent d'insectes phytophages et d'autres sont inquilins ou commensaux ou même endoparasites aux dépens de mammifères et d'arthropodes autres que les insectes. Sauf pour quelques groupes bien connus, comme les espèces piqueuses, il est rarement possible d'identifier les larves de Diptères plus précisément qu'au niveau de la famille. Pour cette raison, il est toujours conseillé d'élever certains individus en plus de la récolte des larves ou des pupes. On peut réussir l'élevage de nombreux groupes sans avoir besoin d'installations très compliquées, surtout si l'on a récolté des larves dont le développement est presque complet. Les principaux éléments à considérer dans l'établissement d'un programme d'élevage sont exposés à la page 76.

Larves aquatiques Il faut séparer d'abord les larves aquatiques qui utilisent l'oxygène dissous (par exemple, les Chironomides) de celles qui respirent directement dans l'air (les Culicides). Pour élever des larves de Chironomides, on les met séparément dans des fioles fermées, d'environ 2,5 cm de diamètre, contenant seulement 5 mm d'eau (afin d'empêcher l'asphyxie). Les larves de moustiques sont placées dans une fioles de même dimension, mais remplies d'au moins 2,5 cm d'eau et recouvertes de mousseline ou de treillis. Comme l'eau dans laquelle se trouvent les larves doit rester très propre à la surface, il faut utiliser de l'eau distillée et fournir aux larves de la nourriture artificielle plutôt que de les élever dans de l'eau de leur habitat naturel. Certaines nourritures pour poissons d'aquarium d'eau douce conviennent à l'alimentation des larves. On peut

élever les Chironomides des cours d'eau de la même façon que ceux des eaux stagnantes; par contre, les Simuliides ont besoin d'une installation qui ressemble de près à leur habitat naturel.

Mineuses Les larves des mineuses (p. 49) se développent rapidement et, dans de nombreux cas, quittent leur galerie pour aller pupifier dans le sol. Toutefois, lorsque les galeries sont assez importantes pour qu'on puisse les remarquer, il arrive souvent qu'elles soient déjà vides; par conséquent, il faut cueillir les feuilles dès que les mineuses ont amorcé leur travail. On place chaque feuille dans un tube fermé par un bouchon, juste assez gros pour contenir la feuille sans l'endommager. Il faut récolter un nombre suffisant de feuilles minées qu'il faut disséquer par la suite pour obtenir les exuvies des premiers stades. On presse et on monte dans un herbier des échantillons de feuilles attaquées par les mineuses.

Larves des galles On devrait aussi récolter et examiner les galles, au printemps, afin de vérifier à quel stade de développement en est rendu l'insecte. On sépare les nouvelles galles d'avec les vieilles qui peuvent rester attachées aux rameaux pendant plusieurs saisons. On garde des échantillons de galles habitées et on en récolte d'autres de temps à autre jusqu'à ce que la pupaison ait lieu. Puis, on isole les galles jusqu'à l'émergence des adultes. Il faut prendre soin de bien associer les larves et les pupes aux adultes.

Larves terricoles On récolte les larves terricoles en utilisant les méthodes décrites à la page 58. Le tamisage, l'inondation artificielle, ou les deux, sont peut-être les méthodes les plus efficaces pour extraire les larves du sol, tandis que l'appareil de Berlese est préférable pour le tri des détritus. L'élevage de ces larves nécessite une reconstitution très fidèle des conditions naturelles et, à moins de disposer d'une salle à atmosphère contrôlée, il vaut mieux se servir d'un insectarium. Les larves comme celles des Tabanides qui vivent dans des sols humides se développent très bien dans de la mousse humide ou dans de la végétation en décomposition lente qui provient de leur habitat, plutôt que dans le sol même où elles vivaient; de plus, il est plus facile d'observer leur croissance dans ce milieu. Dans le cas des larves d'habitats plus secs, on peut utiliser un sol stérile ou un substitut seulement si le sol de l'habitat naturel n'a pas donné de bons résultats. Les larves prédatrices ont besoin d'une alimentation substantielle. Les larves des *Tabanus* spp. mangent des asticots (larves de *Musca* spp.) et des vers de terre; il ne faut pas laisser dans l'insectarium des morceaux de vers de terre abandonnés par les larves, car ils pourrissent. D'habitude, les pupes de Tabanides (et probablement d'autres pupes terricoles) adoptent une position verticale et, si les conditions d'élevage les en empêchent, il se peut que les adultes soient déformés ou qu'ils n'émergent pas du tout. Au besoin, il faut orienter soi-même, à la main, les pupes dans le récipient d'élevage.

Larves vivant dans la végétation pourrissante Dans le cas des larves qui vivent dans la végétation en décomposition (tas de fumier et de compost, tas de feuilles mortes et troncs d'arbres), on fait un examen

préliminaire de la faune en plaçant des échantillons de cette végétation dans des sacs de polyéthylène et en identifiant les insectes adultes qui en émergent. De cette façon, on peut reconnaître facilement les prédateurs éventuels (Coléoptères, larves de Coléoptères et Chilopodes) et les éliminer, pour ensuite examiner de plus près les échantillons afin d'y récolter des pupes ou des puparіums pour l'élevage individuel. L'examen de la végétation pendant plusieurs saisons permet d'y identifier graduellement la faune en procédant par élimination, plutôt que par l'élevage d'individus d'un bout à l'autre de leur développement. L'utilisation de l'appareil de Berlese permet un examen plus rapide des échantillons de végétation et fournit souvent des larves pour l'élevage.

Larves nécrophages et saprophages On peut élever, sans trop de difficultés, ce genre de larves dans leur milieu naturel. Cependant, autant dans le cas des espèces qui vivent dans la végétation en décomposition que de celles qui se nourrissent d'excréments, il faut éliminer les prédateurs. Les mouches à viande pondent facilement en captivité, et il est facile d'obtenir des individus à tous les stades de développement, y compris des œufs. Le bœuf haché, le foie et les aliments pour animaux domestiques constituent une bonne alimentation pour les larves des mouches à viande.

Parasites On peut obtenir, en disséquant des mouches femelles gravides, des larves de Tachinides néonates. Pour obtenir les larves des stades ultérieurs, on élève les larves des insectes hôtes, surtout les chenilles. On élève les larves hôtes dans des sacs de polyéthylène fermés, dans lesquels on met des plantes nourricières pour maintenir un degré d'humidité élevé. On retire les puparіums à mesure que les parasites, d'ailleurs assez faciles à repérer, émergent et on les met à hiberner dans du sable ou de la sphaigne humides, à une température de 2°C. On met aussi à hiberner, dans du sable humide, les hôtes en période de diapause et leurs parasites qui n'ont pas encore émergé.

Prédateurs de pucerons On peut réussir à élever des prédateurs de pucerons (Syrphides et Chamæmyiides) à la condition que les installations en laboratoire permettent de garder des stocks de pucerons dans des conditions contrôlées. Même sans de telles installations, on peut obtenir des données utiles en pratiquant l'observation sur le terrain, la récolte et l'élevage des pupes. Pour conserver les larves en bonne condition, on les tue par immersion dans l'eau presque bouillante, ce qui fait gonfler complètement leur corps et enraye rapidement l'activité des enzymes qui autrement provoqueraient leur décoloration. On laisse l'eau refroidir quelque peu avant de transférer les larves dans l'alcool (certaines formes conservent une plus grande souplesse dans l'alcool isopropylique). Si les larves ne peuvent pas être ramenées vivantes au laboratoire, on les tue par immersion dans une solution de kérosène, d'acide acétique et de dioxane (KAAD) (*voir* le chapitre intitulé «Formules», p. 194). Cependant, étant donné la décoloration provoquée par cette solution, il est conseillé de transférer les spécimens dans de l'alcool éthylique après 24 h. On tue et on conserve les larves aquatiques, en particulier celle des Simuliides dans

l'alcool éthylique à 95%, ce qui fait déployer leurs pièces buccales. On utilise aussi l'alcool éthylique à 95% pour conserver les larves tuées dans une solution de KAAD. Les larves de Simuliides dont on désire étudier les chromosomes doivent être récoltées directement dans du fixateur de Carnoy fraîchement préparé. En fait, il se peut qu'on trouve plus pratique de récolter toutes les larves dans ce fixateur et de transférer le surplus dans de l'alcool à 95%. Cependant, il ne faut pas mettre trop de larves dans le fixateur: pas plus de 10 larves par 5 cm^3 (une cuillère à thé) de liquide.

Exuvies de larves et de pupes On ramollit les exuvies des larves et des pupes, obtenues par l'élevage, en les lavant dans une solution détersive chaude, et on les conserve dans de l'alcool. Il faut s'assurer de la bonne association des exuvies et des adultes lors de l'étiquetage. Pour les adultes éclos de pupes récoltées sur le terrain, on préfère parfois monter sur la même épingle le puparium (ou enveloppe de la pupe) et l'adulte (fig. 128). On enlève la terre et les autres matières qui adhèrent aux pupes en les lavant dans du détersif. On épingle les grosses pupes au travers du thorax ou près de l'abdomen, et on colle les plus petites à une épingle ou à un triangle (fig. 129) avec de la gomme laque. On place les exuvies de moins de 1 cm dans des microfioles, avec ou sans glycérine. On peut aussi utiliser, à la place des microfioles sans glycérine, de petites capsules de gélatine; toutefois, ces dernières tendent à devenir fragiles avec le temps et se brisent lorsqu'on y enfonce une épingle.

Fig. 128. Façon d'épingler et d'associer le puparium et l'adulte correspondant.

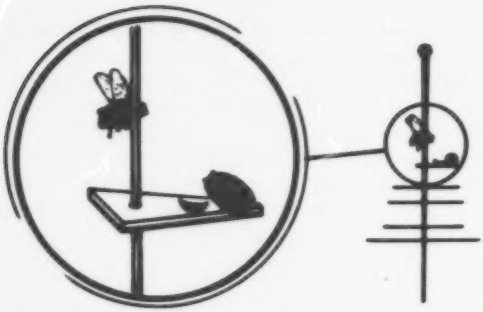

Fig. 129. Façon de monter le puparium sur triangle et d'associer l'adulte correspondant.

Siphonaptères

La plupart des espèces de puces sont des ectoparasites des mammifères; seulement un petit nombre d'entre elles vivent sur les oiseaux.

Les deux principales méthodes de récolte des puces sont la chasse ou le piégeage de l'animal-hôte et l'examen de son terrier ou de son nid et de sa litière. Les puces sont des insectes actifs, et elles abandonnent sans tarder leur hôte à sa mort; il faut donc placer aussitôt que possible les animaux fraîchement tués dans des sacs en papier ou en tissus. Lorsqu'on utilise des pièges qui tuent, surtout durant les soirées chaudes d'été, il faut les visiter à une ou deux reprises durant la nuit à l'aide d'une lampe électrique de poche, et de nouveau à l'aube, sinon les puces se seront échappées. Les pièges qui gardent les animaux vivants n'ont pas cet inconvénient, mais ils sont volumineux et peu maniables.

Avant de rechercher les puces, on ouvre rapidement le sac qui contient l'animal mort et on y jette un petit tampon d'ouate imbibée de chloroforme. On referme le sac et on le met dans une boîte en fer-blanc ou dans un pot durant quelques minutes pour concentrer les vapeurs et tuer les puces. Puis on ouvre le sac (déchirer les sacs de papier, les défroisser, inspecter les plis au fond des sacs) et on examine les animaux. À l'aide de pincettes, on remue énergiquement la fourrure pour en déloger les puces. Il faut passer partout sinon on risque de manquer certains spécimens.

On met les puces dans une fiole rempli d'alcool et on y appose une étiquette qui porte les données essentielles. Dans le doute au sujet de l'espèce d'animal-hôte, on conserve ce dernier en entier ou, mieux encore, on prépare sa peau selon les méthodes standards des musées.

Les puces adultes apparaissent à différentes saisons selon les espèces; aussi les récoltes doivent-elles s'effectuer à longueur d'année.

Les nids d'oiseaux et les terriers de mammifères sont traités dans un appareil de Berlese, ou éparpillés dans un bac en tôle émaillée blanc. Les puces sont faciles à voir lorsqu'elles se déplacent, et il est facile de les capturer entre deux sauts à l'aide de pinces souples trempées dans l'alcool. S'il se trouve des larves parmi les matériaux des nids, on les enferme dans un pot pour les élever. On ne saurait trop insister sur l'importance d'examiner les nids pour y découvrir des puces parce qu'ils en contiennent souvent plus que les hôtes eux-mêmes. Cette affirmation est surtout vraie en ce qui a trait aux puces d'oiseaux. Certaines puces de mammifères vivent presque uniquement dans les terriers, et on les voit rarement dans les collections parce que cette source de matériel n'est que trop rarement exploitée.

On peut conserver indéfiniment les puces dans l'alcool mais éventuellement on devrait en faire des montages microscopiques permanents. Il faut les éclaircir dans une solution de potasse caustique froide à 10%, ce qui prend ordinairement 24 h environ, quelquefois davantage pour les espèces plus foncées et plus sclérifiées. Il est rarement nécessaire de percer les spécimens. On doit les laver durant plusieurs heures à l'eau claire légèrement acidulée, puis on les dépose directement dans de l'alcool à 95% toute une nuit. Ensuite, après les avoir laissés une heure ou deux dans l'alcool absolu, on les immerge quelques minutes dans de l'essence de wintergreen, et les prépare au baume du Canada. Le procédé au lactophénol, décrit pour les Mallophages (*voir* p. 143) donne de meilleures préparations. Avec cette méthode, les puces n'ont pas besoin d'être colorées et sont placées une par lame, la tête tournée vers la droite, et les pattes orientées vers le haut de la lame (de sorte que le spécimen est à l'endroit et regarde à gauche lorsqu'on l'examine au microscope). On appose deux étiquettes à chaque lame; celle de gauche doit porter toutes les données relatives à la récolte, et l'autre, le nom de l'espèce une fois qu'elle a été identifiée.

Acariens

Les acariens, en tant que groupe, rivalisent avec les insectes pour la diversité de leurs formes, de leur structure morphologique et de leurs mœurs, et du fait qu'on les rencontre partout. Les tiques (Ixodes ou Métastigmates), sous-ordre des acariens, sont étudiées séparément dans la section suivante intitulée «Ixodes (tiques)». Les acariens ne le cèdent qu'aux insectes pour le nombre des familles, des genres et des espèces, et certains spécialistes en sont venus à croire que l'on s'apercevra un jour que les acariens égalent les insectes ou même les dépassent à cet égard. On en trouve partout, dans les milieux aquatiques aussi bien que terrestres. Les espèces aquatiques vivent dans l'eau douce comme dans l'eau salée, sur les hauts-fonds et dans les profondeurs des océans, là où les insectes n'ont pas réussi à s'établir. Ces bestioles abondent dans le sol et les débris organiques, où elles surpassent d'ordinaire en nombre les autres arthropodes.

Plusieurs acariens libres sont prédateurs et vivent aux dépens d'autres arthropodes plus petits. Beaucoup d'autres sont fongivores ou se nourrissent de plantes vasculaires. Nombre d'entre eux sont parasites durant une partie ou la totalité de leur cycle d'évolution; la plupart sont ectoparasites et leurs hôtes sont aussi bien des vertébrés que des invertébrés (dont plusieurs insectes). Plusieurs autres acariens, surtout de l'ordre des Cryptostigmates ou Oribates sont nécrophages. On connaît, en Amérique du Nord, peut-être 20 000 espèces d'acariens, réparties en près de 300 familles, mais ceci ne représente tout au plus que 10% des espèces d'acariens qui vivent dans cette partie du monde.

L'inventaire minutieux d'une région donnée repose sur la recherche et le choix des lieux, qui représentent les divers habitats où il est possible de trouver des acariens. On rencontre, par exemple, des acariens ectoparasites dans les nids ou le long des pistes de leurs hôtes, mais rarement à l'écart de ces derniers. Les acariens terricoles libres préfèrent en général un milieu à l'abri du soleil et du vent, où l'humidité est suffisante pour maintenir un bon équilibre en eau. Toutefois, même si les acariens des lieux arides et des endroits à découvert sont relativement peu nombreux, certaines espèces xérophiles se retrouvent uniquement dans de tels endroits.

Les façons de récolter les acariens sont presque aussi variées que leurs habitats. Il n'y a pas de méthode unique pour la capture de nombreuses espèces. Plusieurs méthodes particulières ont été élaborées parce que la plupart des acariens sont trop petits pour être manipulés selon les techniques entomologiques, mais trop volumineux pour l'être selon les méthodes microbiologiques.

La manière la plus simple de récolter les acariens, mais qui prend beaucoup de temps, consiste tout d'abord à les découvrir à l'œil nu ou à l'aide d'une loupe à main, puis à les capturer au moyen d'un petit pinceau trempé dans l'alcool ou d'un aspirateur à main; cette méthode est parfois très fructueuse. L'aspirateur à poire a été décrit au chapitre intitulé «Récolte des insectes et des acariens aquatiques», p. 62. On peut recapturer de cette façon les espèces qui vivent dans les fissures de rocher, les lézardes de mur, les crevasses de l'écorce d'arbre et d'autres habitats semblables. Cette méthode fournit une occasion unique de recueillir, par l'observation, des données écologiques sur l'habitat, voire sur les habitudes alimentaires des acariens. Elle est aussi très utile pour la recherche d'acariens parasites, dont plusieurs ne se rencontrent qu'à un endroit précis sur leurs hôtes et qu'on ne peut récolter dans la fourrure des mammifères ou les plumes des oiseaux par les méthodes ordinaires, c'est-à-dire en peignant ou en secouant l'animal-hôte. On peut récolter directement plusieurs espèces d'acariens qui vivent sur les plantes qu'ils soient phytophages ou prédateurs, en apportant au laboratoire les parties infestées de ces plantes et en les examinant à la loupe binoculaire.

Les méthodes directes sont souvent impraticables pour récolter les acariens dans leurs habitats. Les espèces de la litière des feuilles ou nidicoles (qui partagent le nid d'une autre espèce d'animal) se dissimulent dans les nombreux débris de leur habitat. De plus, aucun chasseur ne peut espérer reconnaître, identifier et récolter les représentants de chacune des nombreuses espèces qui coexistent ordinairement dans ces endroits. La solution consiste plutôt à prélever des échantillons des divers habitats, plutôt que les acariens eux-mêmes, et à en extraire ensuite les occupants qui s'y cachent. En sélectionnant avec précision des substrats uniformes, on peut obtenir de nombreux renseignements écologiques sur les habitats occupés par les acariens. Cette méthode est beaucoup plus fructueuse que les techniques entomologiques comme les pièges Malaise, les pièges lumineux et les attrape-mouches, qui capturent des insectes des divers habitats non identifiés du voisinage. On usilise des méthodes d'extraction pour isoler et récolter les arthropodes des échantillons. Ces techniques permettent l'analyse qualitative de la faune de ces habitats, et on peut les adapter à des fins d'études statistiques et synécologiques par l'uniformisation et la répétition de l'échantillonnage. Les méthodes d'extraction se divisent en deux groupes: les méthodes biologiques et les méthodes physiques. Les méthodes biologiques nécessitent un dispositif, comme l'entonnoir de l'appareil de Berlese, et dépendent de l'activité des arthropodes qui essaient de sortir de l'échantillon sous l'effet d'un stress (ordinairement de nature répulsive). Dans les méthodes physiques, comme la flottation, la succion et le brossage, le rôle des arthropodes est passif, et la séparation dépend de facteurs tels que la composition et la densité de l'échantillon, la taille et la densité des arthropodes, et les propriétés de leur tégument.

Les acariens phytophages, fongivores, prédateurs et saprophytes de divers habitats (litière, sol, mousses, moisissures, plantes supérieures, nids, sur ou sous l'écorce, bois pourri ou toute autre matière organique) peuvent être récoltés en grand nombre à l'aide d'un appareil de Berlese modifié. Cet appareil a l'avantage par rapport aux autres dispositifs d'extraction, d'effectuer le triage automatiquement. Les arthropodes extraits de cette façon demeurent intacts et peuvent être récoltés vivants pour élevage ou être conservés dans un liquide. Cet appareil constitue, en outre, le meilleur moyen d'extraire les arthropodes des litières et d'autres substrats à forte teneur en matière organique. Malheureusement, l'efficacité de cette méthode dépend de la mobilité des animaux et, par conséquent, on ne peut s'en servir pour capturer les formes immobiles (œufs, deutonymphes, tritonymphes, et adultes ténéraux). Son succès dépend aussi des réactions d'une grande variété d'arthropodes dont le comportement et la physiologie diffèrent considérablement face à un stimulus particulier; ainsi certaines espèces qui ne réagissent pas adéquatement à un stimulus donné sont sous-échantillonnées. Sous ce rapport, la dessiccation au moyen d'une source de chaleur semble stimuler plusieurs arthropodes, beaucoup plus que n'importe quel produit chimique répulsif. L'appareil de Berlese et son fonctionnement ont été décrits à la page 50.

Les acariens du sol, de l'humus et de la végétation accumulée sur le sol peuvent aussi être séparés par une des méthodes de flottation. L'avantage de ces techniques est qu'elles permettent la séparation des arthropodes immobiles aussi bien que mobiles, et qu'on peut assurer une extraction complète et non biaisée, étant donné qu'il n'est pas nécessaire qu'ils réagissent à un stimulus. L'efficacité de ces méthodes ne dépend pas de l'état du substrat échantillon (selon qu'il est humide ou remué), et elles sont supérieures à la méthode de l'entonnoir pour séparer les arthropodes des sols très argileux. Ces méthodes sont toutefois pénibles et évidemment non automatiques. En outre, le lavage et le tamisage peuvent parfois endommager certains spécimens fragiles. De plus, ces techniques ne se prêtent pas bien à la récolte d'arthropodes vivants pour fins d'élevage. En dernier lieu, les acariens ne se séparent pas facilement des substrats à forte proportion de matière organique, parce que les débris ne sont pas entièrement éliminés. On conseille donc d'employer la flottation seulement si on ne peut obtenir de meilleurs résultats avec l'appareil de Berlese. Par exemple, les collectionneurs n'avaient pas réussi à capturer les Rhodacarides des terres noires compactes en se servant d'un entonnoir et d'une source de chaleur mais ils ont découvert, en utilisant la technique de la flottation, que ces acariens constituaient le groupe dominant des Mésostigmates de la communauté des terres noires. La méthode est décrite au chapitre qui traite des méthodes de récolte des insectes (*voir* «Récolte et extraction des arthropodes perceurs et fouisseurs», p. 60).

On dépose les échantillons à traiter pour l'extraction des acariens dans des sacs en coton ou en papier fort, qui permettent la libre circulation de l'air à l'intérieur. On peut, d'ordinaire, garder les échantillons de cette façon sans aucun inconvénient durant plusieurs jours avant le traitement. L'influence des diverses sortes de sacs sur le matériel récolté a été exposée au chapitre qui traite des méthodes de capture (*voir* «Récolte des arthropodes dans les détritus», p. 50). On attache ou on insère à l'intérieur de chaque sac une étiquette qui contient les données appropriées.

On récolte les acariens libres des plantes, qu'ils soient phytophages, fongivores, prédateurs ou saprophages, en secouant le feuillage des branches contre un plateau blanc recouvert d'un tamis. Il est alors facile de voir les acariens, tels de minuscules points mobiles au fond du plateau, et de les récolter à l'aide d'un aspirateur ou d'un pinceau fin. On peut aussi les capturer sur les plantes, en utilisant un entonnoir de battage, un appareil mécanique pour brosser les feuilles, ou un aspirateur à moteur, quoiqu'on obtienne de cette façon, peu de renseignements sur les spécimens capturés, avant leur étude au laboratoire. La description et le fonctionnement du matériel utilisé dans l'application de ces méthodes ont été donnés au chapitre qui traite des méthodes de récolte (*voir* «Battage», p. 35).

Plusieurs espèces d'acariens cohabitent avec des insectes qui creusent des galeries sous l'écorce ou dans le bois des arbres, ou dans le chapeau ligneux des champignons arboricoles. On peut les récolter directement à l'aide d'une brosse ou d'un aspirateur en mettant les galeries à découvert

par le soulèvement de l'écorce à l'aide d'un couteau, d'une pince-monseigneur ou d'une hachette. On peut aussi les extraire en traitant des petits morceaux dans un appareil de Berlese.

On récolte les hydracariens de deux façons. Ceux qui se déplacent librement dans les étangs ou les ruisseaux à courant faible peuvent être récoltés directement avec une petite passoire. On peut aussi, à l'aide d'un petit filet, récolter les grosses larves d'hydracariens ectoparasites de plusieurs sortes d'insectes aquatiques adultes lorsqu'on les voit à l'œil nu ou à l'aide d'une loupe à main. Il faut cependant employer plusieurs appareils et méthodes spéciaux pour récolter les nombreuses sortes d'hydracariens cachés dans des habitats tels que les herbiers des rives des lacs, parmi les algues et les bancs de coraux, ou au fond des lacs profonds et des océans. L'utilisation de ce matériel est décrite dans le chapitre sur les méthodes de récolte (*voir* «Récolte des insectes et des acariens aquatiques», p. 62).

Il existe plusieurs méthodes de chasse et de capture pour les diverses sortes d'acariens parasites facultatifs ou obligatoires des oiseaux, des mammifères, des reptiles, des insectes, des arachnides, des myriapodes et d'autres animaux. On peut apprendre une foule de choses en examinant directement l'animal-hôte, surtout à l'aide d'une loupe binoculaire, parce qu'on peut recueillir des données additionnelles sur les points d'attache, spécifiques ou préférés, des acariens sur l'hôte, comment ils y adhèrent, et quels dommages ils lui causent. On trouvera, au chapitre qui traite des méthodes de récolte (*voir* «Récolte des ectoparasites chez les vertébrés», p. 72), la description des méthodes d'examen des vertébrés, morts ou vivants, qui hébergent des acariens et des méthodes spéciales de récolte des acariens parasites libres. D'autres méthodes sont décrites dans la partie qui traite de la «Récolte des acariens portés par les invertébrés», p. 75.

L'élevage et la culture des acariens est un sujet qui dépasse largement le cadre du présent ouvrage. Les méthodes d'élevage varient en grande partie selon les habitudes alimentaires et l'habitat naturel des acariens. Les principes généraux pour élever avec succès les arthropodes sont exposés dans un autre chapitre du présent ouvrage (*voir* «Élevage», p. 76).

On tue et on conserve la plupart des acariens dans l'alcool éthylique de 70 à 80% auquel on ajoute 2 à 5% de glycérine pour empêcher les spécimens de se dessécher si l'alcool venait à s'évaporer. On ramollit les spécimens desséchés et recroquevillés, pour leur redonner belle apparence, par trempage dans l'acide lactique chaude de 50 à 80% (qui a également un effet éclaircissant) durant environ deux jours, puis on les replonge dans l'alcool. Certains collectionneurs ont conservé en permanence des spécimens éclaircis dans l'acide lactique, qui agit alors comme agent de conservation et comme milieu dans lequel les spécimens peuvent être observés une fois montés temporairement. Certains entomologistes préfèrent le liquide d'Oudemans (*voir* «Formules» à la fin de cet ouvrage) comme produit de conservation parce qu'il tue les spécimens

les appendices déployés, et rend ainsi plus facile le montage sur des lames par la suite. On conserve les Ériophyides séchés, in situ sur leur plante-hôte; et comme pour les autres acariens séchés, on les monte par la suite directement dans le milieu de Hoyer pour les étudier. Les acariens ecto-parasites, gorgés de sang et noircis ou très sclérifiés, sont placés dans le liquide de Koenicke (*voir* «Formules») ou dans une solution aqueuse d'hydrate de chloral à 2% pour être éclaircis; ensuite, ils sont transférés dans de l'alcool et y sont conservés de façon permanente.

La plupart des acariens doivent être éclaircis et montés en préparations microscopiques avant de pouvoir être étudiés au microscope. On fait des préparations d'animaux entiers pour la plupart des acariens, et des préparations des divers organes disséqués pour quelques-uns des plus grands spécimens de Mésostigmates et de Cryptostigmates (*Oribatei*) très sclérifiés et certaines formes parmi les plus grandes espèces de Parasitengones et des Hydrachnelles (acariens aquatiques) au corps souple.

Un bon nombre d'acariens n'ont pas besoin d'être éclaircis avant le montage, par suite de l'effet éclaircissant de l'acide lactique utilisé lors du montage temporaire ou de l'hydrate de chloral qui est l'un des éléments du milieu de montage semi-permanent du type Berlese. On contrôle, dans ces cas, le degré d'éclaircissement en chauffant plus ou moins longtemps les préparations microscopiques dans le four. D'habitude, le processus d'éclaircissement se prolonge encore un peu à l'intérieur du milieu de montage après la période de réchauffement, mais en général, pas à l'excès. Les spécimens très sclérifiés doivent souvent être éclaircis par un procédé distinct: les tremper dans l'acide lactique de 50 à 100% (le degré de concentration dépend de la sclérification) ou dans une solution légèrement plus concentrée de lactophénol de 2 à 5 jours ou moins si l'on garde la solution chaude. Percer les plus gros spécimens le long de la paroi latérale ou terminale du corps pour la pénétration rapide du lactophénol dans la cavité. Percer de la même manière les acariens gorgés de sang ou fortement pigmentés, puis les comprimer délicatement de nouveau après les avoir trempés dans le liquide durant une journée. On peut aussi ramollir avant le montage les acariens desséchés en les plongeant dans du lactophénol ou de l'hydrate de chloral de 50 à 80% durant une journée ou deux. Le liquide de Nesbitt est un produit éclaircissant à base d'hydrate de chloral encore plus puissant, recommandé pour les spécimens très sclérifiés ou conservés longtemps dans l'alcool et qui ne s'éclaircissent pas assez dans les autres solutions. Il ne faut pas laisser les spécimens dans le liquide de Nesbitt chaud (50°C) plus d'une heure sans y jeter un coup d'œil et jamais plus d'une journée, de peur de trop amollir la cuticule et de l'endommager.

Deux méthodes sont jugées efficaces pour l'étude des acariens sur lames. La première consiste à faire des préparations temporaires à l'acide lactique sur une lame creuse, la deuxième à faire des préparations semi-permanentes dans un milieu de montage de gomme de chloral soluble dans l'eau, tel que le milieu de Hoyer. Ces méthodes sont décrites dans le

chapitre intitulé «Préparations microscopiques», p. 114. Les montages permanents à la résine ne sont pas recommandés. Lorsqu'on dispose de plusieurs spécimens de la même espèce pour faire des préparations semi-permanentes, on place un spécimen avec la face dorsale vers le haut et un autre avec la face ventrale vers le haut. Des montages d'acariens entiers placés sur le côté ou de certaines de leurs parties sont parfois nécessaires pour l'étude de certaines structures importantes du point de vue taxonomique, par exemple, les chélicères de plusieurs Mésostigmates, l'édéage de plusieurs Prostigmates et Astigmates de même que les structures latérales, la chétotaxie et autres structures cuticulaires de la plupart des Cryptostigmates (*Oribatei*). Ne monter qu'un seul acarien par lame. Utiliser des lamelles de 12 à 15 mm de diamètre et de n°0 ou n°1 d'épaisseur pour rendre possible l'étude à l'aide d'objectifs à immersion. Aussitôt après avoir placé la lamelle, on chauffe la préparation modérément, juste assez pour que le milieu ne se mette pas à bouillonner. La chaleur a pour effet de dilater le milieu, qui se répand partout sous la lamelle et contribue à déployer les appendices et à atténuer les déformations de la cuticule et les autres ennuis causés par les techniques du montage semi-permanent. Les pratiques subséquentes, qui consistent à réchauffer doucement les préparations semi-permanentes pour les monter et les éclaircir, et à sceller la lamelle tout autour de façon à prolonger la conservation des spécimens, sont aussi décrites dans le chapitre sur la conservation et la mise en collection (*voir* «Préparations microscopiques», p. 114). On y explique également la méthode employée pour récupérer et remonter les acariens des préparations semi-permanentes détériorées.

Le rangement et le soin des acariens conservés dans les liquides et sous forme de préparations microscopiques, et leur étude à partir de ces collections, sont décrits dans les chapitres qui traitent du rangement et du soin des collections (*voir* «Conservation dans des liquides», p. 109); et «Rangement des lames microscopiques», p. 130).

Ixodes (tiques)

Les tiques sont surtout des ectoparasites des mammifères bien qu'on en retrouve quelques espèces sur les oiseaux. À l'exception des Argasides qui peuvent se nourrir et muer plus souvent, les espèces de tiques du Canada ont trois stades biologiques: la larve, la nymphe, et l'adulte qui doivent tous les trois prendre un repas de sang pour compléter leur métamorphose. D'habitude, les tiques se laissent tomber entre les repas pour muer et doivent donc de nouveau se trouver un hôte, pas nécessairement de l'espèce précédente.

On peut trouver les tiques dans trois endroits principaux, qui exigent chacun une technique différente de récolte: *a*) sur les animaux-hôtes, *b*) dans le nid ou la litière de l'hôte, et *c*) à l'état libre.

a) Lorsque l'animal-hôte est tué ou pris au piège, on le place dans un sac ou tout autre contenant pour ne pas perdre les tiques et les autres parasites. Les tiques cessent ordinairement leur emprise sur un animal mort depuis un certain temps, et on peut les trouver à errer dans le sac, le pelage ou le plumage de l'hôte. Il faut examiner l'animal avec soin surtout autour du cou et des oreilles, et enlever les tiques à l'aide de pinces. Les tiques sont robustes; on peut les détacher sans les endommager ou arracher leurs mandibules. On les saisit fermement en tirant vers l'avant avec un léger mouvement de torsion. Les nymphes gorgées de sang sont mises à part dans des tubes si on désire en faire l'élevage jusqu'aux adultes ou sont conservées, d'ordinaire dans l'alcool, additionné d'un peu de glycérine. Le fait de tuer les tiques dans l'alcool chaud a l'avantage de déployer les pattes.

b) On doit encore examiner les terriers des mammifères et les nids des oiseaux pour trouver des tiques. On récolte ainsi, parfois, les mâles de certaines espèces que l'on pourrait difficilement capturer autrement. On peut toujours utiliser un appareil de Berlese, mais on trouve facilement des tiques simplement en éparpillant les matériaux d'un nid ou d'un terrier dans un bac en métal émaillé blanc que l'on examine sous une lumière forte.

c) Les adultes de certaines espèces peuvent être capturés en grand nombre à l'état libre dans des endroits où ils attendent le passage d'hôtes éventuels. Ces endroits, comme la saison d'activité, varient selon les espèces bien que la plupart se capturent au début du printemps. À ce moment, les tiques se rencontrent en général sur les tiges ou les feuilles des graminées ou dans le feuillage des arbustes bas (*voir* p. 75).

On conserve les tiques dans l'alcool, les spécimens conservés de cette manière étant d'ordinaire faciles à identifier. Pour préparer les lames, on emploie la technique habituelle à l'hydroxyde de potassium et au baume du Canada. On doit cependant pratiquer une légère incision dans la paroi abdominale pour faciliter la pénétration des liquides dans le corps de l'animal ainsi que la macération et l'élimination des tissus internes. Pour la préparation des spécimens plus épais, il faut construire au préable une petite cellule sur la lame.

Araignées

On récolte les araignées par la chasse à vue, le fauchage, le battage, le tamisage, les pièges ou l'aspirateur. Un aspirateur bien utile (fig. 31), qui permet l'examen de spécimens vivants et leur transfert dans des tubes individuels ou des cages d'élevage, consiste en un tube de verre de 30 cm de longueur et d'environ 1 cm de diamètre, auquel on fixe un tube en caoutchouc d'environ 70 cm de longueur pour exercer la succion. Le bout de ce tube, à l'intérieur de l'aspirateur, est recouvert de treillis métallique. La chasse est rendue encore plus facile si l'on courbe l'extrémité du tube

de verre à un angle d'environ 30°. L'aspirateur à fiole est utile lorsque la récolte entière doit être déposée directement dans un liquide de conservation. Il est bon d'utiliser une petite quantité d'alcool pour apaiser les araignées qui s'attaquent souvent les unes aux autres et se blessent mutuellement, et de remplir le tube de soie lorsqu'on y en met plusieurs vivantes.

Le fauchage et le battage servent surtout à la récolte des araignées dans les arbres, les arbrisseaux, les plantes herbacées, particulièrement les espèces tisseuses de toiles, comme les Théridiides, les Aranéides, les Tétragnathides, les Dictynides et les chasseuses des familles suivantes: les Clubionides, les Salticides, et certains genres de Thomisides. Le tamisage permet la récolte des espèces de la litière. Les pièges-fosses sont surtout indiqués pour les gros Lycosides et Thomisides mais ils sont aussi efficaces pour de nombreux Clubionides, Gnaphosides, Linyphiides, Érigonides et Agélénides. On prend plus de mâles que de femelles dans les pièges-fosses. Un piège-fosse ordinaire consiste en un récipient, comme une casserole en métal émaillé blanc de 30 cm de diamètre, enfoncé dans le sol, le bord à ras de terre. Lorsqu'on utilise une casserole à sec (pour capturer des spécimens vivants), on place au fond un tamis pour égoutter l'eau et une poignée de feuilles ou de détritus pour permettre aux araignées de s'y dissimuler. On peut aussi utiliser une casserole contenant un liquide: un peu d'alcool auquel on ajoute de l'eau (avec un peu de détergent pour mouiller les araignées), ou encore de l'éthylène-glycol. Un couvercle relevé, qui peut être camouflé, protège le contenu contre la pluie. On vide les pièges au glycol toutes les 2 our 3 semaines car la teneur en eau du mélange augmente avec les captures et les spécimens pourraient se détériorer. Les pièges qui contiennent d'autres liquides doivent être visités tous les jours. Enfin, on place de 2 à 6 pièges, à quelques mètres d'intervalle, à chaque endroit.

Un aspirateur mécanique permet de recueillir les araignées dissimulées dans les détritus et les plantes herbacées. Il fonctionne à l'aide d'un moteur à essence (qui peut être porté au dos ou monté sur roues) et est muni d'un tuyau souple. Les grosses araignées coureuses échappent d'ordinaire à la capture à moins de dresser une clôture. Pour séparer les captures des débris, on vide le contenu de l'aspirateur sur une nappe ou on utilise un appareil de Berlese.

Alcool (éthylique ou méthylique)

Prendre la quantité d'alcool à 95% (alcool éthylique commercial) égale à la concentration désirée et ajouter de l'eau jusqu'à ce que le volume total atteigne 95 cm^3. Par exemple, pour faire de l'alcool à 75%, prendre 75 cm^3 d'alcool éthylique commercial et ajouter 20 cm^3 d'eau pour obtenir 95 cm^3. Ajouter 2 cm^3 de glycérine, s'il y a lieu.

Colorant au lactophénol–bleu de méthyle

phénol	500 cm^3
glycérine	1000 cm^3
eau distillée	500 cm^3
bleu de méthyle	0,0025–0,01%

Dissoudre le bleu de méthyle dans de l'eau avant de l'ajouter au lactophénol.

Fixateur de Carnoy	parties
alcool éthylique commercial	3
acide acétique glacial	1

Fuchsine de Ziehl (colorant)

solution saturée de fuchsine basique	10 cm^3
solution à 5% d'acide carbolique dans de l'eau distillée	100 cm^3

Hydroxide de potassium (KOH) en solution à 10%

Dissoudre 5 g de pastilles ou un bâton d'hydroxyde de potassium dans 50 cm^3 d'eau distillée.

Gel de gomme-laque

Faire bouillir 150 cm^3 de gomme-laque blanche pendant 20 min. Ajouter 10 cm^3 d'alcool éthylique à 70% et faire bouillir pendant 5 autres minutes. Refroidir rapidement le mélange en le versant dans des éprouvettes placées dans de l'eau froide. Le milieu ainsi obtenu doit avoir la consistance de la vaseline.

Lactophénol de polyvinyle

alcool polyvinylique commercial (Elvonol, type A, 51.A.05)	2,5 g
solution de lactophénol (45 g de cristaux concassés de phénol dans 45 cm^3 d'acide lactique)	30 cm^3

On peut obtenir des solutions à indice de réfraction plus faible en dissolvant l'alcool polyvinylique dans 10 à 15 cm^3 d'eau distillée.

Liquide d'André

acide acétique glacial	50 cm^3
hydrate de chloral	50 g
eau distillée	50 cm^3

Liquide de Barber — parties

alcool éthylique commercial	53
eau	49
acétate d'éthyle (éther acétique)	19
benzol (benzène)	7

Liquide de Brasil

alcool éthylique (80%)	150 cm^3
acide picrique	1 g
formol (formaldéhyde à 40%)	70 cm^3
acide acétique glacial	15 cm^3

Liquide de Carnoy (modifié)

alcool isopropylique	60 cm^3
chloroforme	30 cm^3
acide formique à 90%	10 cm^3

Liquide de Kahle — parties

alcool éthylique commercial	15
eau distillée	30
formol (formaldéhyde à 40%)	6
acide acétique glacial	1

Liquide de Koenicke

acide acétique glacial	10 cm^3
glycérine	50 cm^3
eau	40 cm^3

Liquide de Nesbitt

hydrate de chloral	40 g
eau distillée	25 cm^3
acide chlorhydrique (1 N)	2,5 cm^3

Liquide d'Oudemans

alcool éthylique à 70%	87 cm^3
acide acétique glacial	8 cm^3
glycérine	5 cm^3

Liquide de Pempel — parties

acide acétique glacial	4
formol (formaldéhyde à 40%)	6
eau distillée	30
alcool éthylique commercial	15

Mélange alcool acétique — parties

alcool éthylique commercial	5
acide acétique glacial saturé de sublimé corrosif	5

Mélange formol acétique — parties

formol (formaldéhyde à 40%)	10
acide acétique glacial	10
eau	80

Milieu de Berlese

hydrate de chloral	160 g
gomme arabique	15 g
sirop de glucose	10 g
acide acétique	5 g
eau distillée	20 cm^3

Milieu de Faure

gomme arabique	30 g
hydrate de chloral	50 g
chlorhydrate de cocaïne	0,5 g
glycérine	20 cm^3
eau distillée	5 cm^3

Mélanger et filtrer

Milieu de Hoyer

gomme arabique (cristaux)	30 g
eau distillée	50 g
hydrate de chloral	200 g
glycérine	20 g

Dissoudre la gomme arabique dans de l'eau distillée à la température de la pièce. Ajouter l'hydrate de chloral et laisser reposer le mélange une journée ou deux, jusqu'à ce que tous les solides soient dissous. Ajouter la glycérine. Filtrer en utilisant de la laine de verre. Conserver le mélange dans une bouteille munie d'un bouchon de verre.

Solution AGA — parties

alcool éthylique commercial	8
eau distillée	5
glycérine	1
acide acétique glacial	1

Solution de Barr

(solution saturée d'éosine Y dans l'alcool glycériné) éosine Y dans de l'alcool éthylique commercial	10 cm^3
glycérine	10 cm^3

Solution de kérosène, d'acide acétique et de dioxane (KAAD) — parties

kérosène	1
alcool éthylique commercial	10
acide acétique glacial	2
dioxane	1

Pour les larves dont le corps est très mou, utiliser la moitié de kérosène ou moins. On peut omettre le dioxane.

Solution pour éclaircir à l'hydrate de chloral

hydrate de chloral	40 g
eau	25 cm^3
acide chlorhydrique	2,5 cm^3

Solution pour piège-fosse

éthylène glycol	200 cm^3
formol (formaldéhyde à 40%)	2 cm^3
détergent liquide	8 à 10 gouttes
eau	800 cm^3

Bibliographie

Anderson, R.M., *Methods of collecting and preserving vertebrate animals*, Musées nationaux du Canada Bull., 1948, 69(18): 162.

Aucamp, J.L. et Ryke, P.A.J., *The efficiency of an improved grease film extractor in stratification studies of soil microarthropods*, S. Afr. J. Sci., 1965, 61: 276-279.

Baker, J.R., *Principles of biological microtechniques*, Methuen, Londres, 1958, 357 p.

Barr, D., *Methods for the collection, preservation, and study of water mites (Acari: Parasitengona)*, R. Ont. Mus. Life Sci. Misc. Publ., 1973, 28 p.

Beaudry, J.R., *A simplification of Hubbell's method for trapping and preserving specimens of Ceuthophilus (Orthoptera, Gryllacrididae)*, Can. Entomol., 1954, 86: 121-122.

Borror D.J., Delong, D.M. et Triplehorn, C.A., *An introduction to the study of insects*, Holt, Rinehart et Winston, New York, 4e édition, 1976, 852 p.

Borutzky, E.B., *A new trap for the quantitative estimation of emerging chironomids*, Tr. Vses. Gidrobiol. O-Va., 1955, 6: 223-226.

Burton, W. et Flannagan, J.F., *An improved Ekman-type grab*, Revue du Conseil de recherches sur les pêcheries du Canada, 1973, 30(2): 287-290.

Chant, D.A., *A brushing method for collecting mites and small insects from leaves*, dans *Progress in soil zoology*, Butterworth & Co. Ltd., Londres, t. 1, 1962, p. 222-225.

Colas, G., *Guide de l'entomologiste*, N. Bouée & Cie, Paris, 1969, 314 pp.

Corbet, P.S., *An insect emergence trap for quantitative studies in shallow ponds*, Can. Entomol., 1965, 97: 845-848.

De Guisti, D.L. et Ezman, L., *Two methods for serial sectioning of arthropods and insects*, Trans. Am. Microsc. Soc., 1955, 74: 197-201.

Dominick, R.B., *Practical freeze-drying and vacuum dehydration of caterpillars*, J. Lepid. Soc., 1972, 26(2): 69-79.

Edmondson, W.T. et Winberg, G.G., *A manual on methods for the assessment of secondary productivity in fresh waters*, Blackwell Scientific Publications, Londres, IBP Handbook n° 17, Int. Biol. Prog., Londres, 1971, 358 p.

Evans, G.O., Wheals, J.G. et Macfarlane, D., *The terrestrial Acari of the British Isles*, Br. Mus. Nat. Hist., Londres, t. 1, 1961, 219 p.

Foote, R.H. et Blanc, F.L., *The fruit flies or Tephritidae of California*, Bull. Calif. Insect Surv., 1963, 6: 117 p.

Fragoso, S.A., *Diaphanous preparations from dark, opaque, Coleopterans*, Coleopt. Bull. 1980, 34: 143-144.

Gauthier, G., *Le guide de l'amateur d'insectes*, Ministère de l'Agriculture, Section de l'Entomologie, 1967, 71 pp.

Goulet, H., *A method for rearing ground beetles (Coleoptera, Carabidæ)*, Coleopt. Bull. 1976, 30: 33-36.

Grandjean, F., *Observation et conservation des très petits arthropodes*, Bulletins du musée national d'histoire naturelle, série 2, 1949, 21: 363-370.

Gressitt, J.L. et Gressitt, M.K., *An improved Malaise trap*, Pac. Insects, 1962, 4: 87-90.

Haarlov, N. et Weis-Fogh, T., *A microscopical technique for studying the undisturbed texture of soils*, dans D.K. McE. Kevan éd., *Soil zoology*, Butterworth & Co. Ltd., Londres, 1955, p. 429-432.

Hardwick, D.F., *Preparation of slide mounts of Lepidopterous genitalia*, Can. Entomol., 1950, 82: 231-235.

Hardwick, D.F., *A brief review of the principles of light trap design with a description of an efficient trap for collecting noctuid moths*, J. Lepid. Soc., 1968, 22(2): 65-75.

Haufe, W.O. et Burgess, L., *Design and efficiency of mosquito traps based on visual response to patterns*, Can. Entomol., 1960, 92: 124-140.

Herting, B., *Tent window traps for collecting tachinids (Dipt.) at Delémont*, Commonw. Inst. Biol. Control, Suisse, Tech. bull., 1969, 12: 1-19.

Hopkins, G.H.E., *The host associations of the lice of mammals*, Proc. Zool. Soc., Londres, 1949, partie II: 387-604.

Hubbell, T.H., *A monographic revision of the genus Ceuthophilus (Orthoptera, Gryllacridiae, Rhaphidophorinae)*, Univ. Fla. Biol. Sci., 1936, série II(1): 12-14.

Hurd, P.D., *"Myiasis" resulting from the use of the aspirator method in the collection of insects*, Science (Wash., D.C.), 1954, 119: 814-815.

Kempson, D. et al., *A new extractor for woodland litter*, Pedobiologia, 1962, 3:1-21.

LeSage, L. et Harrison, A.D., *Improved traps and techniques for the study of emerging aquatic insects*, Ent. News, 1979, 90: 65-78.

Lewis, G.G., *A new technique for spreading minute moths*, J. Lepid, Soc., 1965, 19(2): 115-116.

Lipovsky, L.J., *A washing method of ectoparasites recovery with particular reference to chiggers (Acarina-Trombiculidae)*, J. Kans. Entomol. Soc., 1951, 24: 151-156.

MacFadyen, A., *Soil arthropod sampling*, Adv. Ecol. Res., 1962, 1: 1-34.

Malaise, R., *A new insect trap*, Entomol. Tidskr., 1937, 58: 148-160.

Masner, L. et Gibson, G.A.P., *The separation bag – a new device to aid in collecting insects*, Can. Ent., 1979, 111: 1197-1198.

Masner, L. et Goulet, H., *A new model of flight interception trap for some hymenopterous insects*, Ent. News, 1981.

Mason, W.R.M., *Shipping alcohol collections in plastic bags*, Proc. Entomol. Soc. Wash., 1974, 76(2): 229-230.

Mitchell, R.D. et Cook, D.R., *The preservation and mounting of water-mites*, *Turtox News*, 1952, 30(9): 1-4.

Mundie, J.H., *Emergence traps for aquatic insects*, Mitt. Int. Ver. Theor. Angew. Limnol., 1956, 7: 1-13.

Murphy, P.W., *Extraction methods for soil animals, II, Mechanical methods*, dans *Progress in soil zoology*, t. II, Butterworth & Co. Ltd., Londres, 1962, p. 115-155.

Newell, I., *An autosegregator for use in collection soil-inhabiting arthropods*, Trans. Am. Microsc. Soc., 1955, 74: 389-392.

Newell, I.M., *Abyssal Halacaridae (Acari) from the Southeast Pacific*, Pac. Insects, 1967, 9(4): 699.

Nicholls, C.F., *Some entomological equipment*, bulletin d'information, Agriculture Canada, n° 2, 2e éd., 1970, 85 p.

Peterson, A., *A manual of entomological equipment and methods*, Ohio State University, Columbus (Ohio), 1949.

Peterson, A., *A manual of entomological techniques, How to work with insects*, Edward Brothers Inc., Ann Arbor (Mich.), 9e éd., 1959, 435 p.

Raw, F., *A flotation extraction process for soil microarthropods*, dans D.K. McE. Kevan éd., *Soil zoology*, Butterworth & Co. Ltd., Londres, 1955, p. 341-346.

Richards, W.R., *A short method for making balsam mounts of aphids and scale insects*, Can. Entomol., 1964, 96: 963-966.

Sabrosky, C.W., *Mounting insects from alcohol*, Bull. Entomol. Soc. Am., 1966, 12(3): 349.

Salmon, J.T., *A portable apparatus for the extraction from leaf mould of Collembola and other minute organisms*, Dom. Mus. Rec. Entomol. (Willington), 1946, 1: 13-18.

Salt, G. et Hollick, F.S.J., *Studies of wireworm populations, I, A census of wireworms in pasture*, Ann. Appl. Biol., 1944, 31: 53-64.

Sheals, J.G. et Hyatt, K.H., *Some problems of collecting in remote areas*, 1er congrès international d'acarologie, tenu à Fort Collins (Colo.) du 2 au 7 septembre 1963, *Acarologia*, octobre 1964, t. VI, fascicule hors série: 198-207.

Singer, G., *A simple aspirator for collecting small arthropods directly into alcohol*, Ann. Entomol. Soc. Am., 1964, 57(6): 796-798.

Singer, G., *A comparison between different mounting techniques commonly employed in acarology*, *Acarologia*, 1967, t. IX(3): 475-484.

Smetana, A., *Revision of the tribe Quediini of America North of Mexico (Coleoptera: Staphylinidæ)*. Mem. Entomol. Soc. Can., 1971, 79: 1-303.

Southwood, T.R.F., *Ecological methods with particular reference to the study of insect populations*, Methuen & Co. Ltd., Londres, 1966, 391 p.

Strandtmann, R.W. et Wharton, G.W., *Manual of mesostigmatid mites parasitic on vertebrates*, Contrib. Inst. Acarology, université du Maryland, 1958, 4: 330.

Teskey, H.J., *A method and apparatus for collecting larvæ of Tabanid (Diptera) and other invertebrate inhabitants of wetlands*, Proc. Entomol. Soc. Ont., 1962, 92(1961): 204-206.

Townes, H., *Design for a Malaise trap*, Proc. Entomol. Soc. Wash., 1962, 64(4): 253-262.

Townes, H., *A light-weight Malaise trap*, Entomol. News, 1972, 83: 239-247.

Vockeroth, J.R., *A method of mounting insects from alcohol*, Can. Entomol., 1966, 98: 69-70.

Watson, G.E. et Amerson, A.B., *Instructions for collecting bird parasites*, Smithson. Inst. Mus. Nat. Hist., Inf., feuillet, 1967, 477: 11.

Williamson, K., *The Fair Isle apparatus for collecting bird ectoparasites*, Br. Birds, 1954, 47: 234-235.

Wilson, B.H., Tugwell, N.P. et Burns, E.C., *Attraction of Tabanids to traps baited with dry ice under field conditions in Louisiana*, J. Med. Entomol. 1966, 3(2): 148-149.

Woodring, J.P. et Blum, M.S., *Freeze-drying of spiders and immature insects*, Ann. Entomol. Soc. Am., 1963, 56: 138-141.

Index

Acalyptrates 174, 175
acariens 34, 35, 37, 47, 50, 53, 66, 67, 72-76, 79, 89, 111, 119-121, 184-191
  larves 189
Adelgides 151
Agélénides 193
agent desséchant, gel de silice 92
agents humidifiants
  détergents 31, 193
  glycol éthylène 193
Anisoptères (libellules) 148
Anoploures (poux suceurs) 73-75, 144-145
aoûtats 74
Aphides *voir* pucerons
Aphidides *voir* pucerons 21, 151, 182
Apoïdes 172
appareil de Berlese 33, 50-58, 74, 76, 139, 143, 149, 162, 173, 185, 187, 189, 192, 193
appareil de Fair Isle 74
appâts
  artificiels ou chimiques 23, 33, 176
  naturels 21, 33, 156, 158, 175
araignées 32, 35, 40, 47
Araneæ *voir* araignées
Aranéides 193
Asilides 175
aspirateur
  à poire ou Singer 47, 186
  emploi général 16, 29, 35, 37, 45, 46-48, 70, 150, 167, 169, 174, 177, 192, 193
Astigmates 120, 191
battage
  bac 37
  entonnoir 40
  méthode et emploi 35-40, 45, 146, 151, 192
  toile 36, 45
Bethyloïdes *voir* Microhyménoptères
blattes *voir* Dictyoptères
boîtes à insectes
  à couvercle de verre 126
  de Schmitt 126
  meuble classeur 126
  protection 128
  tiroirs 127
Bombyliides 174
Brachycères 178
Braconides *voir* Ichneumonoïdes
brosses à acariens 40, 188
cages à émergence 42, 50, 66, 72
Calliphorides *voir* mouches à viande
capsules de gélatine 80, 168 170, 183
cartons à insectes *voir* boîtes à insectes
Cécidomyiides 179
Cératogonides 177
Chalcidoïdes *voir* Microhyménoptères
Chamæmyiides 182
chasse à la miellée 33, 157, 175
chasse à vue et récolte à la main 44-46, 50, 65, 150, 154, 162, 166, 192
Chironomes (Chironomides) 173, 174, 175, 176, 177, 178, 179, 180
Cicadellides 151
Cicadides 151
Clubionides 193
Coccoïdes (cochenilles) 151, 152, 153
Coléophorides 104
Coléoptères 18, 22, 24, 28, 35, 44, 45, 49, 50, 58, 65, 72, 83, 86, 92
Collection nationale du Canada 127
Collemboles 32, 50, 139
colles
  baume du Canada 90, 145, 149, 152
  cellulose 105
  soluble 90, 164
  gel de gomme laque 92, 105, 171, 183, 194
  laque 92, 105
  plastique 92, 105, 171
colorants
  chlorazole noir en solution aqueuse 154
  fuchsine acide 144
  fuchsine de Ziehl 194
  lactophénol au bleu de méthyle 194
  solution de Barr 196
congélation 93-178
conservation *voir* liquides de conservation
coquerelles *voir* blattes
Corrodentia *voir* Psocoptères

Corydalides *voir* Mégaloptères
Cryptostigmata (*Oribatei*) 120, 186, 190, 191
Culicides (moustiques) 180
Cynipoïdes *voir* Microhyménoptères
demoiselles *voir* Éphéméroptères
Dermaptères 140-142
détritus, récolte des arthropodes dans les 50-60
Dictynides 193
Dictyoptères (blattes et mantes) 141
Diploures 50, 139
Diptères (mouches en général) 24, 30, 49, 50, 72, 173-183
dommages causés par la chaleur 129
dragage 66-67, 71-72, 146, 162
dragues
  Birge-Ekman 66, 71
  Peterson 71
  Riedl 68
  traînante et preneuse 69
écorçage 45
ectoparasites 67, 72, 74, 143, 144, 184, 191
élevage en cage 78
Empidides 178
enregistrement du chant des insectes 140
envoi des spécimens 131-136
Éphémères *voir* Éphéméroptères
Éphéméroptères (Éphémères) 67, 145-146
  larves 145
épinglage
  Diptères dans l'alcool 177
  méthodes 94-97, 141, 147, 148, 150-151, 154-156, 159, 163, 164, 166, 170, 171, 177, 183
  pinces 94, 126
épingles
  choix 94, 150, 159, 163, 168, 177
  minuties 97, 100, 141, 159, 177
étalage 88, 100-104, 153, 154, 159, 171-172
étaloir 100, 102
étiquettes 122
éviscération des gros spécimens 140
exuvies (dépouilles) 69, 80, 148, 160, 183
fauchage 34-35, 143, 151, 154, 158, 161, 167, 169
filets
  à plancton 63, 70
  cône de Birge 66
  cône simple 70
  drague 162
  emploi général 12-13, 140, 154-156, 173
  épuisette 66
  filet fauchoir 35
  insectes volants 14-16, 147, 154-156, 166, 173
  troubleau 63
fioles
  à fond plat 139
  au goulot renforcé 111
  microfioles 81, 113, 154, 183
fixateurs
  fixateur de Carnoy 183, 194
  formol acétique 196
  liquide de Brasil 195
  solution KAAD 183, 184
flacon de chasse 16, 29, 35, 42, 48, 76, 80-86, 163, 167
flottation 58, 61, 187
Formicides *voir* fourmis
formules 194-197
fourmis 173
fourmis-lions *voir* Neuroptères
galles 44, 166
genitalia
  montage 144, 154, 161, 179
Géométrides 159, 160
Gnaphosides 193
Gracillariides 104
guêpes *voir* Hyménoptères
Hémiptères 50, 92, 150
Hépialides 158
Hétéroptères (punaises) 24, 45, 67, 72, 151-153
Homoptères (aphides, cigales, cicadelles, pucerons, punaises) 24, 151-153
Hydrachnelles 190
Hyménoptères (abeilles, chalcis, cynips, fourmis, guêpes, ichneumons, mouches à scie) 24, 49, 50, 83, 90, 165-173
  élevage 166
Ichneumonoïdes (braconides, mouches à scie, ichneumons) 166, 168
Isopodes 50
Isoptères (termites) 143

Ixodes (tiques) 72, 75, 191
larves 191
nymphes 191
Lépidoptères (papillons diurnes et nocturnes) 17, 24, 33, 49, 83, 86, 91, 102, 103, 104, 156-161
élevage 158-159
Lépismes *voir* Thysanoures
libellules (anisoptères) *voir* Odonates
Linyphiides 193
liquides de conservation
alcool (éthylique et méthylique) 28, 56, 69, 110, 139, 143, 145, 147, 148, 153, 154, 155, 161, 165, 167, 170, 173, 177, 183, 189, 192, 194
formol 31, 69, 110, 167
glycérine 56, 76, 110, 115, 170, 189
glycol d'éthylène 22, 29, 31
lactophénol 139, 149, 153
liquide de Kahle 195
liquide de Kœnicke 190, 195
liquide d'Oudemans 110, 189, 195
liquide de Pempel 110, 195
mélange d'acétate d'alcool 195
solution AGA 110, 149
xylène 140
lumière
récolte à la 16-21, 146, 154, 156, 157, 162, 174, 175
vapeur de mercure 16, 19
Lycosides 193
Lyonétiides 104
lyophilisation 178
Mallophages (poux piqueurs) 72, 143-144
mantes *voir* Dictyoptères
Mécoptères (mouches-scorpions) 154
Mégaloptères (corydalides, sialides) 153
Membracides 151
Mésostigmates 120, 188, 190
mesures préventives contre les champignons
acétate d'éthyle 88
créosote 129
naphtaline 88
paradichlorobenzène 88
phénol 88
Microhyménoptères (béthyloïdes, chalcoïdes, cynipoïdes, proctotrupoïdes) 118, 167, 169, 170
Microlépidoptères 156, 159
microscopes
accessoires de dessins et de photos 137
électronique 137
lampe 136
ordinaire 136
miellée *voir* chasse à la miellée
milieux de montage
baume du Canada 116, 117, 143, 145, 150, 152, 185
gélatine glycérinée 117, 122
glycérol 122
gomme de chloral 121
lactophénol de polyvinyle 117, 194
méthycellulose 122
milieu de Berlese 117, 139
milieu de de Faure 117, 139, 196
milieu de Hoyer 76, 117, 122, 139, 150, 190, 196
mineuses 44, 49, 60, 61, 181
Mirides 150
montage double 100, 178
montage sur triangles ou paillettes 104
mouches *voir* Diptères
mouches-scorpions *voir* Mécoptères
moustiques *voir* Culcides
Muscides 176
Myriapodes 50
Nématocères 173, 177, 179
Nepticulides 104
nettoyeur ultrasonique 90
Neuroptères (fourmis-lions, hémérobes) 154
nids de mammifères (terriers) 45-49, 162, 174, 185
nids d'oiseaux 50, 174, 185
Noctuides (noctuelles)
Notonectides 18, 157-160
Odonates (libellules) 67, 91, 147-148
Orthoptères 83, 140-141
Papillons *voir* Lépidoptères
papillottes 91
Parasitengones 190

perles *voir* Plécoptères
Phalænides *voir* Noctuides
Phasmes 142
photoéclecteur 58-60
Phryganes *voir* Tricoptères
Phylloxérides 151
pièges
  à attraction visuelle 31
  à émergence 69-70, 72
  aquatiques 68
  aquatiques submergés 68
  cônes de surface 69
  cônes simples ou filets 69
  de milieux lentiques 68-69
  de milieux lotiques 72
  fenêtres 28-29
  lumineux 16-21
  Malaise 24, 27, 28, 154, 166, 169, 172, 176, 179
  pièges-appâts 21-23, 140, 141, 158
  pièges-fosses 31
  pièges-remorques 70
  sondes benthoniques 71-72
  tentes à fenêtre 29
  tentes Herting 176
  triangulaires 72
Plécoptères 67, 142
  larves 142
poisons
  acétate d'éthyle 28, 83, 88, 150, 163
  alcool 17, 21, 28, 139, 150, 189, 192
  ammoniac 82
  benzène 82
  chloroforme 28, 67, 74, 82
  cyanure de potassium 28, 81, 140, 148, 150, 153, 154, 159, 166, 174
  dichlorure d'éthylène 82, 83, 174
  dichlorvos 28, 176
  en général 16, 17, 48, 80-86
  éther 67, 82
  étylène-glycol 22, 29, 193
  formaldéhyde 31, 62
  KAAD (dioxane) 182, 183, 196
  tétrachloroéthane 20, 82-84
  tétrachlorure de carbone 21, 82
poux suceurs *voir* Anoploures
préparations microscopiques
  coloration 115, 144
  déshydratation et durcissement 118, 119, 144, 152
  enlèvement des parties molles 114
  montage temporaire 119, 139
Proctotrupoïdes *voir* Microhyménoptères
produits à luter
  baume du Canada 121
  colle d'or 118
  Euparal 121, 122
  fini électrolytique Glyptal 118, 121
  Glyceel 121, 122
  Murrayite 118
  peinture-émail Duco 118
  Zut 121
Prostigmates 120, 191
protection contre la dessiccation
  gaine de plastique 112
  gonflement des larves 112, 167
  lyophilisation 114, 178
Protoures 50, 139
pseudoscorpions 50
Psocoptères 50
Psyllides 151
puces *voir* Siphonoptères
punaises *voir* Hétéroptères
ramasse-tiques 75
ramollissement 87-89, 165
  boite 88
  liquides
    ammoniac 90, 165
    hydroxide d'ammonium 89
    liquide de Barber 89, 195
rangement des spécimens 126-128
rassemblement 158, 174
récolte à la main *voir* chasse à vue
Salticides 193
Sarcophagides 176
sauterelles *voir* Orthoptères
Scolioïdes 172
séparateur 43, 50
Sialis *voir* Mégaloptères
Simuliides 175
Siphonoptères (puces) 50, 73, 184-185
solvants
  acétate éthylique 90, 105
  acétone 90
  alcool (éthylique et méthylique) 90
  alcool de polyvinyle 105
  xylène 90
Sphécoïdes 172
Sphingides 158
Staphylinides 163

Strepsitères 165
Stylops *voir* Strepsitères
subimagos, appareil de récolte 146
Symphytes (tenthrèdes) 166
  larves 166-167
Syrphides 173, 176
Tabanides 28, 173, 175, 181
Tachinides 175, 182
tamis 33, 58-60, 162
tamisage 45, 192
Tenthrèdes *voir* Symphytes
termites *voir* Isoptères
terriers de mammifères 45-49, 162, 175, 184
Tétragnathides 193
Thérédiides 193
Thomisides 193
thrips *voir* Thysanoptères
Thysanoptères 50
Thysanoures 148-149
Tipulides 174, 177
tiques *voir* Ixodes
Tischérides 104
Trichoptères 67, 155-161
Vespoïdes 172
Zygoptères (demoiselles) 148

POOR

QUALITY

ORIGINAL